

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA**  
**FACULTAD DE CIENCIAS**  
**ESCUELA PROFESIONAL DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**



“Fecundidad y tasa de supervivencia en larvas y alevines de *Oreochromis niloticus* “tilapia” (Linnaeus, 1758) en condiciones de laboratorio”

GRECIA ELENA RUIZ AZAÑERO

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:  
BIÓLOGO

Piura-Perú

2017





# UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA

## FACULTAD DE CIENCIAS



### ACTA DE SUSTENTACIÓN 048-2017-FC-UNP

#### FACULTAD DE CIENCIAS

Los Miembros del Jurado Calificador que suscriben, reunidos para evaluar la Tesis denominada **"FECUNDIDAD Y TASA DE SUPERVIVENCIA EN LARVAS Y ALEVINES DE OREOCHROMIS NILOTICUS "TILAPIA" (Linnaeus, 1758) EN CONDICIONES DE LABORATORIO"**, presentada por la señorita Bachiller **GRECIA ELENA RUIZ AZAÑERO**, con el asesoramiento del **Blgo. Ronald Wilmer Marcial Ramos**; oídas las observaciones y respuestas a las preguntas formuladas, y de conformidad al Reglamento de Tesis para obtener el Título Profesional en la Facultad de Ciencias, la declaran:

**APROBADA** (X)

**DESAPROBADA** ( )

Con la mención de:

**EXCELENTE**

(X) En consecuencia, queda en condición de ser ratificado por el Consejo de Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional de Piura, y recibir el **TÍTULO PROFESIONAL DE BIÓLOGO**.

(X) En consecuencia, queda en condición de ser ratificado por el Consejo Universitario de la Universidad Nacional de Piura, y recibir el **TÍTULO PROFESIONAL DE BIÓLOGO**; después que el sustentante incorpore la sugerencia del Jurado Calificador.

Piura, 06 de julio del 2017.

Dr. PASCUAL VARGAS GONZALES  
PRESIDENTE DE JURADO DE TESIS

Blgo. JUAN AGAPITO MARTÍNEZ MENDOZA, M.Sc.  
SECRETARIO DE JURADO DE TESIS

Ing. JUAN MANUEL TUME RUIZ, MSc.  
VOCAL DE JURADO DE TESIS



A Cristina una mujer fuerte, luchadora,  
una madre admirable.

Sin duda no hay progreso.

Charles Darwin.

## **AGRADECIMIENTOS**

En primer lugar, a Dios; ya que una vida no me alcanzaría para agradecer lo recibido y lo que aún me está por llegar.

De manera especial a mi asesor, maestro y amigo Ronald Marcial Ramos; por haberme guiado durante este largo proceso, por la confianza brindada, por sus apreciadas y relevantes críticas durante el desarrollo de la presente investigación.

Gracias Ing. Harold Sánchez; por permitirme utilizar las instalaciones del Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero para llevar a cabo el proceso experimental de mi trabajo.

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento a Reinaldo y Arístides Rodríguez por su importante participación durante las etapas de ejecución.

A mis amigos Lourdes Lisboa y a Gean Rufino, por su desinteresada colaboración en las diferentes etapas de la ejecución.

A Paola Ancajima y a Jonathan Ipanaqué por la orientación estadística.

A Ricardo Chuan por su incondicional apoyo, a lo largo de estos meses.

También a mis tíos y tías por el apoyo y confianza brindados.

Finalmente, pero no menos importante, a mis padres: Cristina Azañero y Juan Ruiz; por el amor, comprensión, confianza y por todas las palabras de aliento brindadas a través de todos estos años.



## ÍNDICE

### Contenido

RESUMEN.....	1
ABSTRACT .....	2
INTRODUCCIÓN.....	3
MATERIAL Y MÉTODOS.....	13
2.1. Ubicación Geográfica .....	13
2.2. Infraestructura .....	13
2.2.1. Sistema Hidráulico .....	13
2.2.2. Suministro de agua.....	14
2.2.3. Sala de Incubación .....	14
2.3. Parámetros Físico-Químicos .....	15
2.4. Alimentación de alevines en proceso de reversión sexual.....	16
2.5. Información de los reproductores.....	17
2.6. Población y muestra .....	18
2.6.1. Población.....	18
2.6.2. Muestra .....	18
2.7. Captura de reproductores .....	18
2.8. Extracción y transporte de huevos .....	19
2.9. Eclosería .....	19
2.10. Evaluación de la fase de incubación .....	20
2.11. Larvas.....	20
2.12. Alevines .....	20
2.13. Tasa de alimentación.....	21
2.14. Muestreo de alevines .....	21
2.15. Análisis de datos .....	22
2.15.1. Fecundidad.....	22
2.15.2. Supervivencia de huevos (eclosión).....	22
2.15.3. Mortalidad .....	23
2.15.4. Supervivencia.....	23
2.15.5. Estadísticos.....	24
RESULTADOS.....	25
3.1. Taxonomía .....	25
3.2. Parámetros ambientales .....	26
3.2.1. Parámetros ambientales durante el proceso de reproductivo.....	26
3.2.2. Parámetros ambientales durante el periodo de incubación .....	29

3.2.3. Parámetros ambientales durante el proceso de reversión sexual .....	32
3.2.4. pH y Amonio.....	34
3.3. Correlación entre mortalidad de huevos y larvas con parámetros físico-químicos. ....	35
3.4. Evaluación de los valores de fecundidad .....	36
3.5. Evaluación de los valores de supervivencia de huevos y larvas .....	36
3.6. Evaluación de supervivencia de alevines.....	37
3.7. Prueba de hipótesis.....	39
3.7.1. Fecundidad.....	39
3.7.2. Tasa de supervivencia en etapa larval .....	41
3.7.3. Tasa de supervivencia en etapa de alevín.....	43
3.8. Evaluación del número de huevos según los datos biométricos de las hembras.....	44
3.9. Evaluación larval.....	46
3.10. Supervivencia y mortalidad en etapa de alevín .....	47
DISCUSIÓN.....	48
CONCLUSIÓN.....	55
RECOMENDACIONES.....	56
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	57
ANEXOS .....	66

## ÍNDICE DE CUADROS

Contenido	Pág.
<b>Cuadro.1.</b> Parámetros Físico-Químicos para el cultivo de tilapia.	<b>16</b>
<b>Cuadro.2.</b> Reserva de reproductores en estanques del Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero (FONDEPES).	<b>66</b>
<b>Cuadro.3.</b> Clasificación taxonómica de <i>Oreochromis niloticus</i> (tilapia).	<b>25</b>
<b>Cuadro.4.</b> Valores promedios iniciales y finales de fecundidad en <i>Oreochromis niloticus</i> .	<b>36</b>
<b>Cuadro.5.</b> Valores de supervivencia de huevos y larvas durante el periodo de incubación.	<b>36</b>
<b>Cuadro.6.</b> Valores promedios iniciales y finales de supervivencia de alevines de <i>Oreochromis niloticus</i> en proceso de reversión sexual.	<b>37</b>
<b>Cuadro.7.</b> Información biológica de los reproductores y número de huevos.	<b>67</b>
<b>Cuadro.8.</b> Parámetros ambientales durante el periodo de alimentación de los reproductores.	<b>68</b>
<b>Cuadro.9.</b> Parámetros ambientales durante el proceso reproductivo de <i>Oreochromis niloticus</i> .	<b>70</b>
<b>Cuadro.10.</b> Parámetros ambientales durante el periodo de incubación de <i>Oreochromis niloticus</i> .	<b>71</b>
<b>Cuadro.11.</b> Parámetros ambientales durante el proceso de reversión sexual de <i>Oreochromis niloticus</i> .	<b>72</b>
<b>Cuadro.12.</b> Peso total y cantidad de huevos por hembra reproductora.	<b>75</b>
<b>Cuadro.13.</b> Algas presentes en las bandejas de incubación.	<b>76</b>



## ÍNDICE DE TABLAS

Contenido	Pág.
<b>Tabla.1.</b> Valores de pH y amonio registraos durante la investigación.	<b>35</b>
<b>Tabla.2.</b> Valores de correlación para la mortalidad de huevos y larvas con los parámetros físico-químicos durante el periodo de incubación.	<b>35</b>
<b>Tabla.3.</b> Valores referenciales para la prueba T de Student.	<b>39</b>
<b>Tabla.4.</b> Valores de la prueba T para estimar la media y compararla con un valor de referencia de fecundidad.	<b>39</b>
<b>Tabla.5.</b> Valores referenciales para la prueba T de Student.	<b>40</b>
<b>Tabla.6.</b> Valores de la prueba T para estimar la media y compararla con un valor de referencia de fecundidad.	<b>40</b>
<b>Tabla.7.</b> Valores referenciales para la prueba T de Student.	<b>41</b>
<b>Tabla.8.</b> Valores de la prueba T para estimar la media y compararla con un valor de referencia de supervivencia en etapa larval.	<b>41</b>
<b>Tabla.9.</b> Valores referenciales para la prueba T de Student.	<b>42</b>
<b>Tabla.10.</b> Valores de la prueba T para estimar la media y compararla con un valor de referencia de supervivencia en etapa larval.	<b>42</b>
<b>Tabla.11.</b> Número de huevos por puesta, según el peso y talla de la hembra.	<b>44</b>
<b>Tabla.12.</b> Promedios de los parámetros utilizados.	<b>45</b>
<b>Tabla.13.</b> Valores de correlación para el número de huevos de acuerdo al peso y talla de la hembra.	<b>45</b>
<b>Tabla.14.</b> Valores referenciales para la prueba T de Student.	<b>46</b>

<b>Tabla.15.</b>	Valores de la prueba T para estimar la media y compararla con un valor de referencia para estimar el porcentaje de eclosión larval.	<b>46</b>
------------------	-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------	-----------

## ÍNDICE DE FIGURAS

Contenido	Pág.
<b>Fig.1.</b> Vista satelital de la Ubicación geográfica del Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero (FONDEPES). Fuente: Google Earth.	<b>13</b>
<b>Fig.2.</b> Sala de incubación donde se desarrolló la investigación.	<b>15</b>
<b>Fig.3.</b> Ubicación de las hapas dentro del estanque de reproductores utilizado en la reproducción de tilapia (FONDEPES).	<b>17</b>
<b>Fig.4.</b> Variación de la Temperatura ambiental durante el proceso reproductivo de <i>Oreochromis niloticus</i> “Tilapia”.	<b>26</b>
<b>Fig.5.</b> Variación de la Temperatura del agua durante el proceso reproductivo de <i>Oreochromis niloticus</i> “Tilapia”.	<b>27</b>
<b>Fig.6.</b> Variación de Oxígeno disuelto durante el proceso reproductivo de <i>Oreochromis niloticus</i> “Tilapia”.	<b>28</b>
<b>Fig.7.</b> Variación de la Temperatura ambiental durante el periodo de Incubación de huevos de <i>Oreochromis niloticus</i> “Tilapia” en condiciones de laboratorio.	<b>29</b>
<b>Fig.8.</b> Variación de la Temperatura del agua durante el periodo de incubación de huevos de <i>Oreochromis niloticus</i> “tilapia” en condiciones laboratorio.	<b>30</b>
<b>Fig.9.</b> Variación de Oxígeno disuelto durante el periodo de incubación de huevos de <i>Oreochromis niloticus</i> “tilapia” en condiciones laboratorio.	<b>31</b>
<b>Fig.10.</b> Variación de la Temperatura ambiental durante el proceso de reversión sexual de <i>Oreochromis niloticus</i> “Tilapia”.	<b>32</b>
<b>Fig.11.</b> Variación de la Temperatura del agua durante el proceso de reversión sexual de <i>Oreochromis niloticus</i> “Tilapia”.	<b>33</b>
<b>Fig.12.</b> Variación de Oxígeno disuelto durante el proceso de reversión sexual de	



	<i>Oreochromis niloticus</i> “Tilapia”.	34
<b>Fig.13.</b>	Crecimiento en peso de alevines en proceso de reversión sexual.	38
<b>Fig.14.</b>	Sistema de filtrado de agua utilizada para la incubación de ovas.	77
<b>Fig.15.</b>	Alimentación de reproductores de la especie: <i>Oreochromis niloticus</i> “Tilapia”.	78
<b>Fig.16.</b>	Captura de reproductores.	79
<b>Fig.17.</b>	Traslado de los individuos hacia la tina con solución de Eugenol.	80
<b>Fig.18.</b>	Registro de datos biométricos.	81
<b>Fig.19.</b>	Traslado hacia el estanque de reproducción.	82
<b>Fig.20.</b>	Extracción de huevos.	83
<b>Fig.21.</b>	Aclimatación, traslado hacia las bandejas de fibra de vidrio y limpieza de huevos.	84
<b>Fig.22.</b>	Conteo de huevos.	85
<b>Fig.23.</b>	Diferencia entre huevos fecundados (color café) y no fecundados (color blanco).	86
<b>Fig.24.</b>	Extracción de los huevos no fecundados mediante sifoneo y cambio de bandeja.	87
<b>Fig.25.</b>	Cambios físicos en <i>Oreochromis niloticus</i> durante los días 1,2,3 y 4 de Incubación.	88
<b>Fig.26.</b>	Cambios físicos en <i>Oreochromis niloticus</i> durante los días 5,6 y 7 de incubación.	89
<b>Fig.27.</b>	Cambios físicos en <i>Oreochromis niloticus</i> durante el día 8 de Incubación.	90
<b>Fig.28.</b>	Alevines de <i>Oreochromis niloticus</i> día 7 (izquierda) y día 8 (derecha).	90
<b>Fig.29.</b>	Desinfección de bandejas utilizadas para la incubación.	91
<b>Fig.30.</b>	Aclimatación y traslado de alevines a estanque, donde se inició la reversión sexual.	92
<b>Fig.31.</b>	Siembra de alevines en estanque.	93

<b>Fig.32.</b>	Muestreo de alevines.	<b>94</b>
<b>Fig.33.</b>	Preparación de alimento hormonado.	<b>95</b>
<b>Fig.34.</b>	Ficha Técnica de EUGENOL. Fuente: ACOFARMA.	<b>96</b>
<b>Fig.35.</b>	Ficha Técnica de SANQUAT (Desinfectante líquido- antiséptico). Fuente: MONTANA S.A.	<b>100</b>
<b>Fig.36.</b>	Análisis de Amonio realizado por el Departamento Académico de Ingeniería Química de la UNP.	<b>101</b>

## RESUMEN

El objetivo fue determinar la fecundidad y la tasa de supervivencia en larvas y alevines de *Oreochromis niloticus* “tilapia” en proceso de reversión sexual en condiciones de laboratorio. El trabajo se llevó a cabo en el Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero-Piura; se utilizaron 30 reproductores en la proporción hembras/machos 2:1; se tomaron datos biométricos de los peces antes y después de la reproducción, estos permanecieron una semana en el estanque de reproducción sin alimentación. Al finalizar la semana se retiraron las ovas de la cavidad bucal de las hembras y se trasladaron al laboratorio para determinar el número producido a través del método gravimétrico. Las ovas permanecieron en el laboratorio una semana, en el transcurso de esta se contaron y desecharon mediante sifón las ovas y larvas muertas. Posterior a la reabsorción del saco vitelino, los alevines fueron trasladados a un estanque donde se llevó a cabo el proceso de reversión sexual. La fecundidad promedio fue de 3,09 huevos/g; registrándose valores individuales entre 1,01 a 5,84 huevos/g de peso corporal. El porcentaje promedio de eclosión del lote de ovas fue de 82,72%, obteniéndose a partir de estas una supervivencia promedio en etapa larval de 48,46%, con una mortalidad de 51,54%. La supervivencia de alevines al término de la reversión sexual fue de 94,58%, con una mortalidad de 5,42%.

**Palabras clave:** Fertilidad, Parámetros, Eclosión,  $17\alpha$ -metiltestosterona, Tilapia Nilótica.



## ABSTRACT

The objective was to establish the fecundity and the survival rate in larvae and fry of *Oreochromis niloticus* “tilapia” in sexual reversion process in laboratory conditions. The work was carried out in the Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero-Piura. It was used 30 broodstock in a 2:1 proportion. It was taken biometric data before and after reproduction, fishes remained for a week in the breeding pond without feeding. At the end of the week, the eggs were removed from the oral cavity of females and transferred to the laboratory to determine the number produced through the gravimetric method. The eggs remained in the laboratory a week, during which the eggs and dead larvae were counted and discarded by siphon. After of the reabsorption of yolk sac, the fry were transferred to a pond where it was carried out the sexual reversion process. The average fecundity was 3,09 eggs/g; with individual values ranging between 1,01 to 5,84 eggs/g corporal weight. The averal hatching percentage of the batch of eggs was 82,72% obtaining from these an average survival in larval stage of 48,46%, with mortality 51,54%. The fry survival at the end of sexual reversion was 94,58% with a 5,42% mortality.

**Keywords:** Fertility, Parameters, Hatching, 17 $\alpha$ -methyltestosterone, Nilotic Tilapia

## INTRODUCCIÓN

La acuicultura es definida como el cultivo de organismos acuáticos tanto en zonas costeras como del interior que implica intervenciones en el proceso de cría para aumentar la producción; representando una gran oportunidad de establecer un suministro continuo de alimento, reduciendo el impacto sobre el medio ambiente (Organización de las Naciones Unidas Para la Agricultura y la Alimentación [FAO], 2016).

La acuicultura viene consolidándose como un importante rubro económico de producción de alimentos por las condiciones que ofrece el territorio peruano en cuanto a climas, gran extensión de los espejos de agua y zonas propicias para desarrollar la actividad acuícola tanto en ámbito marino y continental, así como por su aporte en la generación de empleo, ingresos y su contribución a la seguridad alimentaria para el país (PRODUCE, 2011).

En el desarrollo cronológico de la acuicultura en Perú, las truchas son los organismos pioneros (las primeras importaciones parecen haber tenido lugar en 1928) (FAO, 1974). Para 1974, existían 17 estaciones dedicadas a la acuicultura en el país, en su mayoría administradas por el Instituto del Mar del Perú y por el Ministerio de Pesquería; la Estación de Tarapoto, Departamento de San Martín, destacaba porque venía desarrollando diversas experiencias de cultivos de peces tropicales destinados a mejorar las producciones existentes, empleando para ello especies nativas y exóticas (Saldaña, 1985).

La producción de tilapia en el Perú ha sido muy variable hasta 1990, siendo el Departamento de San Martín el de mayor producción, llegando a sobrepasar las 1100 t/mes, las cuales fueron comercializadas dentro del propio departamento (Baltazar, 2007).

A partir del 2001 se le dio mayor importancia al cultivo de tilapia surgiendo varias empresas, siendo las más importantes y que aún persisten, AcuaHuaura S.A.C. (Huacho), Melis Fishery S.A. y American Quality Acuaculture S.A. (Piura). En el sector estatal destaca la labor del Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero (FONDEPES). Durante el 2004 el Perú se ubicó dentro de los 10 primeros países a nivel mundial como exportador de filetes frescos de tilapias y ocupó el sexto país exportador al mercado norteamericano. El 2005 descendió el volumen exportador, ocupando el onceavo puesto, ello debido a la fuerte sequía en la zona norte que enfrentaron las principales empresas exportadoras de tilapia (Baltazar, 2007).

El orden cronológico de la introducción en el Departamento de Piura, se inicia con *Tilapia rendalli* “tilapia blanca”; (introducida en el país en el año 1956). En la región norte, entre los años 1970 y 1971, el Ministerio de Agricultura instaló un centro piscícola en Cruceta sector de la colonización San Lorenzo, Piura, donde se iniciaron las experiencias de adaptación conjuntamente con especies tropicales procedentes de la Amazonía peruana, tales como *Arapaima gigas* “paiche”, *Cichla ocellaris* “tucunaré”, *Astronotus ocellatus* “acarahuazu”, lográndose como resultado la adaptación de todas ellas; pero presentaron mejores ventajas las especies *Tilapia rendalli* y *Arapaima gigas* “paiche”, las cuales se trasladaron a la represa de San Lorenzo donde lograron establecerse (Abarca, 1972 en Marcial y Gálvez, 2000).

*Oreochromis niloticus* “tilapia nilótica” y *Oreochromis hornorum*, fueron introducidas en 1986, por el Ministerio de Pesquería en la zona de San Juan de Curumuy (Piura) (León et al., 1987).

En el año 1991, con financiamiento del fondo contravalor Perú-Canadá, se ejecutó el proyecto desarrollo acuícola y pesquero en el reservorio de Poechos, ubicado en la cuenca del río Chira, el cual contemplaba la introducción de *Oreochromis niloticus* “tilapia del Nilo”, en cantidades que oscilaban alrededor de 3,2 millones de juveniles al año, procedentes de la reproducción en un sistema de estanques que también incluía el proyecto (Marcial y Gálvez, 2000).



Entre 1998 y el 2000, se realizaron cosechas de tilapias de la Laguna La Niña, Sechura (Departamento de Piura), las que fueron exportadas por la empresa Seafrost S.A.C principalmente a Italia, posteriormente declinó la actividad al disminuir los niveles de agua de dicha laguna, siendo los volúmenes de exportación 1998: 181,35 t; 1999: 140,19 t y 2000:37,01t (Baltazar, 2007).

Una ventaja importante que ofrece la especie *Oreochromis niloticus* a la producción pesquera, es su madurez sexual temprana, pueden alcanzar esta madurez a los tres meses de edad con una longitud total de 8 a 16 cm. La alta capacidad reproductiva y precocidad de la tilapia conlleva al sobrepoblamiento y da como resultado la producción de peces más pequeños y por lo tanto menos convenientes comercialmente; las poblaciones monosexo son las más utilizadas para evitar este problema (Gómez et al., 2003).

Actualmente existe en nuestro mercado una creciente demanda de alevines machos de tilapia para engordar. La metodología ampliamente practicada por la mayoría de los laboratorios nacionales, es la de producir solamente individuos monosexo machos, mediante la reversión sexual por hormonas (masculinización) (Baltazar, 2007).

La determinación sexual, es el resultado de la unión de las células sexuales del macho y de la hembra dando lugar a la recombinación de los cromosomas sexuales de los progenitores. Durante la ontogenia del aparato reproductor presenta un periodo indiferenciado en el cual el sexo está preestablecido, pero no es evidente (Torres et al., 2010 en Ramírez, 2015).

En la fase inicial de desarrollo tanto machos como hembras producen los mismos esteroides, la diferencia está en la capacidad de la diferenciación sexual (Hahn et al., 2012). El periodo de indiferenciación fenotípica de la tilapia ocurre hasta los quince días después de la eclosión, lo que ha permitido la utilización de técnicas de inducción hormonal para el cambio fenotípico del sexo (Hepher, 1990 en Botero et al., 2011).

Entre las hormonas más empleadas son la 17-alfa-metiltestosterona y la Mesterolona, con los cuales se pueden producir lotes exclusivamente de machos. Por varias razones el porcentaje de producción de machos mediante este método y bajo la colecta de los alevines varía (actualmente se logran reversiones a machos del orden del 70 al 80%). Las principales razones se refieren al tamaño del alevín revertido, la dosificación de la hormona y el tipo de hormona empleada. La hormona es más efectiva cuando los alevines tienen tallas menores a 13 mm, debido a su indiferenciación sexual (a nivel de gónada). La forma preferida de administración es a través del alimento (Baltazar, 2007).

El andrógeno 17-alfa-metiltestosterona, es un producto sintético derivado de la testosterona, activa por vía oral, inactivada por la luz ultravioleta del sol y a altas temperaturas (mayores a 60°C). La hormona actúa sobre los órganos y los caracteres sexuales secundarios; su acción fundamental consiste en el desarrollo de los caracteres sexuales secundarios; comportamiento reproductor; maduración de los gametos en los machos; también contribuyen al crecimiento general. Este andrógeno es el más utilizado en los procesos de reversión sexual, debido a la ventaja que presenta este fármaco, por su inmediata disolución de sus cristales en alcohol (Marcillo & Landívar, 2000 en Almeida, 2014).

El proceso de reversión produce estrés en las larvas y altas tasas de mortalidad, dado que se ven obligadas a consumir exclusivamente el alimento con la hormona evitándose al máximo el acceso a alimento vivo para que haya buenos índices de eficiencia en los resultados (Watanabe et al., 1997 en López et al., 2007). Pinza (2014) trabajó en el incremento de la producción de alevinos de tilapia en proceso de reversión sexual a concentraciones de 60 mg/kg de alimento, obteniendo como resultado un 97,2% promedio de machos, con un incremento del 26% de producción de alevinos, estabilizando la supervivencia en 71%.

Al buscar reportes de experiencias similares se hallaron los siguientes: respecto a reversión con hormona en el alimento (Espinoza et al., 1995 en Orellana, 2003), en su estudio de reversión de sexo en tilapia *Oreochromis niloticus* utilizaron la hormona 17-

alfa-metiltestosterona a una concentración de 60 mg/kg de alimento durante el periodo de 30 días, obteniendo como resultado un 98% de individuos machos, con una supervivencia del 60%.

La mejor forma de producción de alevines y que a su vez es la más ampliamente practicada en Perú, es el uso de estanques de reproducción. Los estanques suelen ser pequeños y adecuadamente gestionados por medio de fertilización, control de parámetros físico-químicos del agua, uso de alimentos extruidos, proporción sexual (Baltazar, 2007).

La proporción sexual de hembras: machos de 3:1 es la más empleada por los acuicultores de tilapia; estudios de reproducción hacen notar que proporciones inferiores (2:1 o 3:1 comparadas con 4:1 o más) dan como resultado una producción de semilla mayor (Costa y Hadikusumah, 1995 en Baltazar, 2007).

Para el óptimo desarrollo de la especie se quiere que se lleve a cabo el control de parámetros físico-químicos. La temperatura es uno de los parámetros externos que más influye en la regulación del ciclo reproductivo, el rango de temperatura para inducir la reproducción varía entre 20-35°C; presentando un óptimo en el rango de 25-30°C (Rodríguez et al., 2001). Por el contrario, a temperaturas debajo de los 20°C, toda actividad reproductiva queda suspendida (Gutiérrez, 1998 en Rossell, 2016). La temperatura del agua es considerada un parámetro fundamental durante la incubación de ovas y es óptima entre 28-32°C, pudiendo lograr supervivencias cercanas a 70% (Rodríguez et al., 2001).

Las tilapias son capaces de sobrevivir con un requerimiento mínimo de concentraciones de oxígeno disuelto (0,5-1 mg/L) por periodos cortos (Villaruel et al., 2011 en Rossell, 2016). Normalmente es recomendable que se mantengan concentraciones de oxígeno por encima de 4 mg/L (Gonzales, 2005 en García, 2013). Otros autores manifiestan que en la producción de ovas de la especie *Oreochromis niloticus*, el oxígeno debe

mantenerse por encima de los 3 mg/L como rango ideal (Castillo, 1994 en Rossell, 2016).

El pH óptimo en las tilapias para favorecer directamente su desarrollo, debe estar en el rango de 6,5-9, ya que valores inferiores a ese rango, cercanos a 5 provocan muerte por fallos respiratorios en un periodo de 3 a 5 horas, despigmentación y aumento de secreciones como mucus en el tejido branquial (Huet, 1973). Otros autores como Popma (1999) reportan que el rango de pH para tilapias se encuentra entre 6,5 a 8,5 siendo óptimo 7,5.

El pH puede ser alterado o modificado por la presencia de descomposición de materia orgánica. La letargia, inapetencia o disminución de las tasas de crecimiento, reproducción y supervivencia, son debido al pH. Estos pueden ser evitados si se tiene un pH óptimo de 6,5 a 9,0 (Cedeño, 1993).

La principal fuente de amonio son las excretas de los peces. Una vez que el amonio es excretado, éste puede estar en forma no ionizada ( $\text{NH}_3$ ) el cual es tóxico para los peces. La toxicidad del amonio depende de la concentración de oxígeno disuelto, dióxido de carbono, pero principalmente del pH del agua. No se necesitan altas concentraciones de  $\text{NH}_3$  para que este sea tóxico, de 7,39 a 7,41 mg/L de amonio no ionizado en un periodo de 48 horas puede ocasionar la muerte del 50% de la población de alevines de tilapia del Nilo (Karasu & Köksal, 2005 en Alcántar et al., 2014).

La fecundidad es el eslabón principal entre las estimaciones cuantitativas de huevos y larvas. La fecundidad también se utiliza para estimar la supervivencia, para determinar el número de individuos necesario para mantener un stock a nivel sostenible y como criterio para identificar unidades de stock (Tyler & Calow, 1985).

Es necesario distinguir entre fecundidad parcial, fecundidad real, fecundidad potencial y la fecundidad en la vida. La fecundidad en la vida es el número de huevos que una hembra logra poner a lo largo de todas las estaciones reproductivas de su vida. La fecundidad potencial es el número de huevos que en una estación determinada están preparados para desarrollarse y ser liberados. La fecundidad real es el número real de huevos que son liberados en una estación reproductiva ya que una parte de los que constituyen la fecundidad potencial (a veces muchos) no llegan a ser puestos y se quedan en el ovario para ser reabsorbidos, por tanto, la fecundidad real es igual o inferior a la potencial. Existen especies que liberan los huevos en tandas o “batches”, la fecundidad parcial es el número de huevos producidos en cada tanda, así la suma de las fecundidades parciales es la fecundidad real (Tyler & Calow, 1985).

Little (1989) describió que los estanques de reproducción poblados con reproductores pequeños (peso promedio de hembras 207 g) producían más larvas que los estanques poblados con reproductores grandes (peso promedio de hembras 262 g). Ambos tamaños procedían de la misma cohorte, de manera que estos efectos no estaban relacionados con la edad.

Estudios demuestran que reproductores de un año de edad son significativamente más productivos que los de 2 años. Los reproductores de mayor edad mantienen más huevos y larvas en sus bocas de forma que la frecuencia de puesta es inferior (Smith et al., 1991 en Baltazar, 2007). Estos descubrimientos coinciden con los encontrados en numerosos estudios previos (Siraj et al., 1983; Watanabe y Kuo, 1985; Ridha y Cruz, 1989 en Baltazar, 2007) y sugieren que las tilapias de un año son las más adecuadas como reproductores. Por el contrario, algunos investigadores estiman que las hembras reproductoras de dos años (con pesos entre 150 y 250 g) son más productivas que las de un año (Hulata, 1997 en Baltazar, 2007).

Experiencias de campo realizadas por Espejo y Torres (2001) han podido establecer que el tamaño ideal de los reproductores en donde se alcanza el mayor pico de producción se encuentra entre los 160 y 300 g, a partir de esta talla la motilidad espermática en el

macho se ve fuertemente afectada y en las hembras se presenta taponamiento del oviducto, lo que hace que no puedan llevar a cabo su función de ovoposición.

En general los grupos de reproductores que exceden los 300 g como peso promedio presentan inconvenientes de manejo y de fisiología reproductiva, se constituyen en peces más delicados para las faenas de traslado, pesaje, muestreos y en términos generales para todas las tareas que se requieren cuando se lleva a cabo una producción intensiva de alevinos (Espejo y Torres, 2001).

Conteos realizados a las larvas de hembras de 200 g de tilapia nilótica han permitido establecer 370 larvas eclosionadas en la boca, esto indica que por cada gramo de hembra se pueden esperar 1,8 larvas; su viabilidad es baja si las condiciones ambientales del estanque no son favorables (Espejo y Torres, 2001). Osure & Phelps (2006) encontraron un promedio de 3,9 y 3,1 larvas por gramo de peso vivo de la hembra, con diferencias significativas entre líneas en ambiente común.

Las hembras que están entre 150 y 300 g desovan aproximadamente de 800-1600 huevos; cuando son fertilizados, la hembra los recoge en su cavidad bucal y los mantiene durante el desarrollo embrionario, abandonando el nido finalmente. El macho está en capacidad de iniciar de nuevo el apareamiento con otra hembra; mientras que la hembra estará apta para reproducirse de nuevo 15 o 20 días después de llevar a cabo la incubación bucal (Soto, 2010).

De acuerdo con Rana & Macintosh (1988), el tiempo de incubación para la tilapia del Nilo es inversamente y linealmente relacionada con la temperatura. Por ejemplo, el tiempo de incubación varía de aproximadamente 2 a 3 días a 34°C, sin embargo, la eclosión se puede retrasar a 8 días a 17°C. Galman & Avtalion (1980) describen que el desarrollo de la embriogénesis se produce a 27°C y por Rana (1988) a 28°C.

Después de que el espermatozoide penetra el micrópilo, la reorganización celular asegura la formación de un tapón citoplasmático por debajo del micrópilo en la superficie de la yema. Este proceso estimula la reanudación de la redistribución cromosómica durante la segunda división meiótica y la formación del segundo cuerpo polar. Este proceso es seguido de la cariocinesis y citocinesis para formar el cigoto de 2 células (Chhorn, 2006).

Los huevos fertilizados inician la gastrulación después de 12 a 15 horas a 27°C (Galman & Avtalion, 1980) o de aproximadamente 10 a 12 horas a 28°C (Rana, 1988). A las 72 horas ocurren 3 divisiones importantes en el cerebro (los brotes ópticos, la cápsula ótica con núcleos de otolitos y algunas somitas se han formado). La pigmentación, especialmente en el ojo y en la superficie de la yema se presenta después de entre 72 y 100 horas (Shelton, 2002).

El embrión finalmente aparece con cola, cabeza y ojos, se desarrolla en una larva y eclosiona rompiendo la cáscara del huevo. La larva recién nacida es aún muy diferente al adulto, porque no presenta boca y se alimenta desde el saco vitelino. Después de 4 días con temperatura entre 20 y 24 °C se forma la boca, la vejiga natatoria se llena de aire y aquí empieza la etapa de alevín (Chhorn, 2006).

La acuicultura es una de las mejores técnicas ideadas por el hombre para satisfacer la creciente demanda mundial de productos pesqueros, y esta se presenta como una nueva alternativa de producción en el sector pesquero; la especie *Oreochromis niloticus*, debido a su rápido crecimiento, adaptación, hábitos alimenticios, facilidad de reproducción, su gran tolerancia a condiciones y factores extremos; lo convierten en una especie ideal para el cultivo en cautiverio, ofreciendo una ventaja importante a la producción pesquera (Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero [FONDEPES], 2014).

El Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero, desarrolla la producción de alevines monosexo de tilapia, para así atender las necesidades de semilla de los acuicultores de la Región Piura y otras regiones (FONDEPES, 2004).

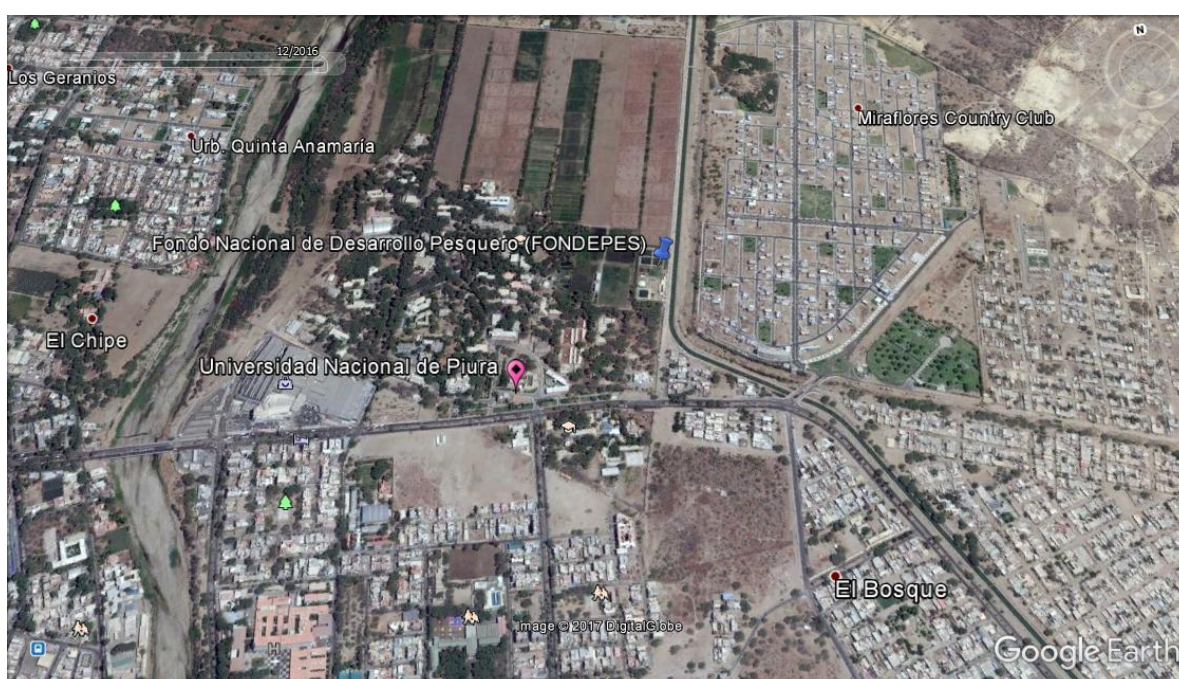
Los objetivos son: determinar la fecundidad y la tasa de supervivencia en larvas y alevines de *Oreochromis niloticus* “Tilapia del Nilo” en proceso de reversión sexual en condiciones de laboratorio; evaluar el número de huevos por puesta, según el peso y talla de la hembra reproductora; estimar el porcentaje de eclosión larval del total de huevos fecundados en condiciones de laboratorio; y estimar la supervivencia larval y la supervivencia de alevines en el periodo experimental, para estimar las tasas de mortalidad y supervivencia en los alevines en proceso de reversión sexual.



## MATERIAL Y MÉTODOS

### 2.1. Ubicación Geográfica

Las evaluaciones fueron realizadas en las instalaciones del Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero (FONDEPES), ubicado en el Campus de la Universidad Nacional de Piura s/n Miraflores, Castilla-Piura; cuyas coordenadas geográficas son: 5°10'48.01"L.S y 80°36'52.54"L.O



**Fig.1.** Vista satelital de la Ubicación geográfica del Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero (FONDEPES). Fuente: Google Earth.

### 2.2. Infraestructura

#### 2.2.1. Sistema Hidráulico

El sistema hidráulico, con el que cuenta el Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero, ha sido diseñado con el fin de proveer agua con óptimas condiciones a las diferentes áreas del centro de acuicultura. Para esto el agua que se extrae del canal Biaggio Arbulú, es sometida a sistemas de filtración y esterilización.

### 2.2.2. Suministro de agua

El agua proveniente del canal ha sido extraída inicialmente con dos bombas de 4" (Pedrollo PUMP HF-20B. 4Hp), esta pasó a través de tubos de 4" de PVC, los cuales llegaron a dos puntos: el sistema de tratamiento de agua para el laboratorio y hacia la infraestructura de producción (estanques).

El agua utilizada para el laboratorio, llegó del canal a un pozo subterráneo de 3m<sup>3</sup>, cuando este estuvo lleno, se dejó reposar el agua durante 3 horas (con la finalidad de que el sustrato sedimente), posteriormente el agua fue extraída con una electrobomba de 1" (Pedrollo CPM 600-0,5 hp), para luego atravesar un proceso de filtrado (16 filtros en la parte inferior y 9 en la parte superior), para llegar a 9 tanques de 1100 L y finalmente atraviesa por un proceso de radiación ultravioleta.

El agua utilizada para el mantenimiento de las bandejas con los huevos fecundados, fue suministrada a través de los tanques de 1100 L (estos abastecieron las mesas de trabajo a través de tubos de 2").

### 2.2.3. Sala de Incubación

La sala de incubación con la que cuenta el Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero, es el lugar donde se llevó a cabo la eclosión de los huevos de *Oreochromis niloticus* "tilapia".

El ambiente cuenta con seis mesas de trabajo (2,98 x 1 x 1,12 m (l x a x h)), cada mesa cuenta con 19 grifos de ½" para la salida de agua. Las superficies de las mesas presentan pendiente inclinada hacia el centro, esto facilitó la circulación de agua en las bandejas de incubación; además de contar con una canaleta de desagüe ubicada en el centro y parte inferior de la sala de incubación (Fig.2.).



**Fig.2.** Sala de incubación donde se desarrolló la investigación.

### **2.3. Parámetros Físico-Químicos**

Para el control de temperatura ambiental se llevó a cabo usando un termómetro ambiental (Giardino de rango máximo de 50°C, sensibilidad 0,1 °C), para el oxígeno disuelto y la temperatura del agua, se utilizó un oxímetro (YSI 550, sensibilidad 0,01); para el control de pH se utilizó un medidor de pH impermeable (Hanna, sensibilidad 0,01), y para determinar el Amonio disuelto en agua se utilizó el método descrito en Análisis del Agua de Merck (Merck, 1974). Los rangos tomados como referencia, así como el número de repeticiones por día y la hora en la que fueron tomados, se observan en el Cuadro.1.

**Cuadro.1.** Parámetros Físico-Químicos para el cultivo de tilapia.

Parámetro	Unidad	Rangos	Número de repeticiones por día y hora.
Temperatura	°C	25-30	3 { 6 am 12 am 6 pm
Oxígeno disuelto en el agua	mg/L	>4.0	3 { 6 am 12 am 6 pm
Temperatura del agua	°C	28-32	3 { 6 am 12 am 6 pm
pH	Unidades	6,5-9,0	1 vez por semana.
Amonio	mg/L	0,1-0,3	Cada 15 días.

Fuente: (Rodríguez et al., 2001) y García (2013).

#### **2.4. Alimentación de alevines en proceso de reversión sexual**

Los alevines fueron alimentados con alimento hormonado, el cual fue preparado 1 semana antes de la eclosión de los huevos.

Para el proceso de preparación del alimento hormonado, se utilizó una solución madre, la cual fue preparada con 3 g de la hormona masculinizante 17-alfa-metiltestosterona (17- $\alpha$ -MMT), disuelta en 500 ml de alcohol rectificado de 96%, esta solución se mantuvo en refrigeración en un recipiente oscuro.

El alimento balanceado de 45% de proteína, fue homogenizado en una tina de plástico con solución madre y alcohol rectificado; por cada 2 kg de alimento balanceado en polvo, se utilizaron 20 ml de solución madre y 980 ml de alcohol rectificado de 96% (la homogenización duró 15 minutos). Finalmente, el alimento hormonado fue colocado en bandejas metálicas de dimensiones 66 x 54 x 5 cm (l x a x h), para luego ser transportadas al secador, por un periodo de 3-5 días (con la finalidad de que el alcohol se volatilice y la hormona se impregne en el alimento).

## **2.5. Información de los reproductores**

El Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero, cuenta con un estanque de reproductores de 500 m<sup>2</sup>; dentro del cual se ubican 9 hapas (estructuras hechas de mallas) de dimensiones 4 x 3 x 2 m (l x a x h) (Fig.3.); de las cuales 3 contienen hembras y 5 contienen machos, la hapa restante fue utilizada para la recuperación de los machos reproductores.



**Fig.3.** Ubicación de las hapas dentro del estanque de reproductores utilizados en la reproducción de tilapia (FONDEPES).



## **2.6. Población y muestra**

### **2.6.1. Población**

La población de reproductores está conformada por 550 individuos, el grupo mejor calificado para la investigación constó de 107 hembras y 54 machos. La disposición de los individuos por hapa, la densidad, edad y número de reproducciones, se muestra en el Cuadro.2.

### **2.6.2. Muestra**

Para el presente estudio se tomaron 30 individuos (20 hembras y 10 machos), bajo el criterio de la madurez sexual.

## **2.7. Captura de reproductores**

Para la extracción de los reproductores, se procedió a reducir cada hapa a la mitad, para lo cual se contó con dos personas, que ayudaron a levantar la malla desde abajo, de tal manera que los individuos quedaron reducidos a la mitad del espacio, luego se amarró cada uno de los nuevos extremos de la hapa para proceder a la extracción; con el uso de un chinguillo de celosilla se procedió a capturar los individuos, para posteriormente trasladarlos manualmente del chinguillo hacia una malla ubicada en un balde de plástico de 20 L, el balde fue llenado previamente con agua proveniente del estanque (la cantidad de hembras por balde fue de 6-10, mientras que la cantidad de machos fue de 4-5 por balde). Luego el balde fue llevado fuera del estanque y los reproductores fueron colocados en una tina de 15 L, previamente llenada con agua del estanque y con solución de Eugenol (esta evitó que los reproductores entren en periodo de estrés), posteriormente fueron pesados en una balanza electrónica (Murguía, sensibilidad 0,001 g) y medidos en un ictiómetro (0-50 cm con divisiones de 1 mm y cada 0,5 cm). Finalmente, los individuos fueron trasladados al estanque de reproducción, donde se procedió a ubicarlos en las hapas respectivas, en una proporción de 2 a 1.

Los reproductores se mantuvieron una semana en las hapas, sin alimentación. Transcurrida esta semana, se procedió a extraerlos, para esto se utilizó el mismo método de reducción de la hapa, luego con el chinguillo, se procedió a extraer los individuos; los machos fueron extraídos rápidamente y colocados en la malla ubicada en un balde de plástico; mientras que a las hembras se las sujetó con un guante de tela y se procedió a la extracción de los huevos, después de extraer los huevos, las hembras y machos fueron trasladados fuera del estanque, donde fueron medidos nuevamente en un ictiómetro (0-50 cm con divisiones de 1 mm y cada 0,5 cm ) y pesados en la balanza electrónica (Murguía, sensibilidad 0,001 g).

## **2.8. Extracción y transporte de huevos**

La extracción de los huevos, se realizó por enjuague de la cavidad bucal; los huevos fueron extraídos en tinas de plástico de 30 x 25 x 19 cm (l x a x h) diferenciadas dentro del chinguillo, estas fueron previamente llenadas con agua del estanque de reproducción, luego se procedió a cubrir la tina con una manta negra, para evitar que la radiación cause algún efecto secundario, posteriormente se realizó el traslado hacia la sala de incubación con el debido cuidado a fin de evitar daños en la membrana de las ovas.

## **2.9. Eclosoría**

Las tinas de plástico se colocaron en la mesa de trabajo de la sala de incubación; con un beaker lleno de agua se realizó la aclimatación de los huevos a la nueva temperatura, posteriormente se trasladaron hacia las bandejas de fibra de vidrio (41 x 27 a x 8 cm (l x a x h)), estas bandejas tienen orificios que permitieron la circulación del agua evitando así la concentración de amonio, el traslado de los huevos de la tina hacia las bandejas se realizó de manera directa. Luego se procedió a realizar la limpieza (se extrajeron con una pinza las escamas visibles presentes en la tina de plástico).

El número de huevos fue estimado por el método gravimétrico (CG) con una balanza analítica (Exact Scale, sensibilidad 0,0001g) y un beaker con agua, previamente tarado; se

logró encontrar la relación entre el peso de 10 g de huevos (contados mediante sifón usando una manguera delgada) y el total de estos por cada repetición.

## **2.10. Evaluación de la fase de incubación**

Se evaluaron diariamente, los huevos ubicados en las bandejas de fibra de vidrio, descartando y registrando los huevos no fecundados (a los cuales se los diferenció por el color (los huevos fecundados presentaron un color café, en tanto que los no fecundados, presentaron un color blanco), los huevos no fecundados fueron extraídos con una manguera delgada, a través de sifoneo.

Los huevos permanecieron una semana en laboratorio, pasando por distintos estadíos; en el transcurso de esta, se realizó la limpieza a las bandejas diariamente, aplicando 50 ml de desinfectante SANIQUAT, de esta manera se logró desinfectar las bandejas con el fin de evitar agentes patógenos en el medio.

## **2.11. Larvas**

Posterior a la eclosión, las larvas (que se caracterizan por la ausencia de boca y presencia de saco vitelino), pasaron por una evaluación diaria mediante conteo manual (a través de sifoneo), para determinar el número de larvas muertas antes del inicio del proceso de reversión sexual.

## **2.12. Alevines**

Después de la reabsorción del saco vitelino, los alevines fueron trasladados de las bandejas de fibra de vidrio a una tina con agua proveniente del estanque, los alevines fueron adaptados poco a poco a la nueva temperatura, luego se procedió a sembrarlos en la hapa respectiva. Una vez sembrados en esta, fueron alimentados con el suplemento proteico hormonado por un periodo de 30 días; con raciones distribuidas de 6 veces por día, la cantidad fue



determinada de acuerdo al peso promedio total de los alevines, multiplicado por la tasa de alimentación del 30%.

### **2.13. Tasa de alimentación**

Para calcular la tasa de alimentación de los alevines en proceso de reversión sexual, se realizaron muestreos semanales; con un chinguillo de celosilla se procedió a extraer los alevines de la hapa, luego fueron colocados en un balde de 20 L y fueron transportados al laboratorio, posteriormente con un colador se contaron 100 individuos y se pesaron dentro de un beaker con agua en la balanza analítica (Exact Scale, sensibilidad 0,0001g), la tasa de alimentación inició con 30% y fue disminuyendo en el transcurso del mes (30 a 18%).

### **2.14. Muestreo de alevines**

El muestreo de alevines fue llevado a cabo al finalizar el proceso de reversión sexual; para determinar cuántos individuos sobrevivieron, se procedió a reducir el hapa, para luego extraer los individuos mediante un colador pequeño, estos fueron colocados en un balde con agua procedente del estanque, se contaron los individuos por colador y se promedió el total de sobrevivientes teniendo en cuenta el número de coladores contados.

## 2.15. Análisis de datos

### 2.15.1. Fecundidad

La fecundidad en hembras de *Oreochromis niloticus*, fue determinada por el conteo de huevos por puesta y el peso en gramos de la hembra.

- Fecundidad

$$F_R = \frac{F}{Pt (g)}$$

Tomada de (Tresierra y Culquichicón, 1995).

Donde:

F: N° huevos puestos por hembra.

Pt: peso corporal total.

### 2.15.2. Supervivencia de huevos (eclosión)

- Porcentaje de supervivencia de huevos

$$Sh = \frac{N^{\circ} \text{ de larvas eclosionadas}}{N^{\circ} \text{ total de huevos incubados}} \times 100$$

Tomada de (Ottesen & Bolla, 1998 en Miranda et al., 2014).

Donde:

Sh: Supervivencia de huevos (eclosión).

### 2.15.3. Mortalidad

La mortalidad en larvas y alevines de *Oreochromis niloticus*, fue determinada por conteo total de los individuos al inicio y al final del periodo.

- Tasa de mortalidad (%)

$$M = \frac{N_0 - N_t}{N_0} \times 100$$

Tomada de (Rabinovich, 1978).

Donde:

M: tasa de mortalidad.

N<sub>t</sub>: número de individuos vivos al final del intervalo de tiempo.

N<sub>0</sub>: número de individuos presentes al inicio del intervalo de tiempo.

### 2.15.4. Supervivencia

La supervivencia en larvas y alevines de *Oreochromis niloticus*, fue determinada por conteo total de los individuos al inicio y al final del periodo.

- Tasa de supervivencia (%)

$$S = N_t / N_0 \times 100$$

Tomada de (Tresierra et al., 1995).

Donde:

S: tasa de supervivencia.

N<sub>t</sub>: número de individuos vivos al final del intervalo de tiempo.

N<sub>0</sub>: número de individuos presentes al inicio del intervalo de tiempo.

#### **2.15.5. Estadísticos**

Para el análisis de los datos se utilizó el software estadístico IBM SPSS 24.0.

Se realizó la prueba T de Student para una muestra, para estimar la media y compararla con un valor de referencia.

Para la presentación de datos, se realizaron tablas que fueron diseñados con el mismo software.

## RESULTADOS

### 3.1. Taxonomía

La clasificación taxonómica de la especie se encuentra a continuación:

**Cuadro.3.** Clasificación taxonómica de *Oreochromis niloticus* (tilapia).

<b>Reino:</b>	Animalia
<b>Phylum:</b>	Chordata
<b>Subphylum:</b>	Vertebrata
<b>Superclase:</b>	Gnathostomata
<b>Clase:</b>	Actinopterygii
<b>Orden:</b>	Perciformes
<b>Suborden:</b>	Percoidei
<b>Familia:</b>	Cichlidae
<b>Género:</b>	<i>Oreochromis</i>
<b>Especie:</b>	<i>Oreochromis niloticus</i>
Nombre común:	Tilapia del Nilo

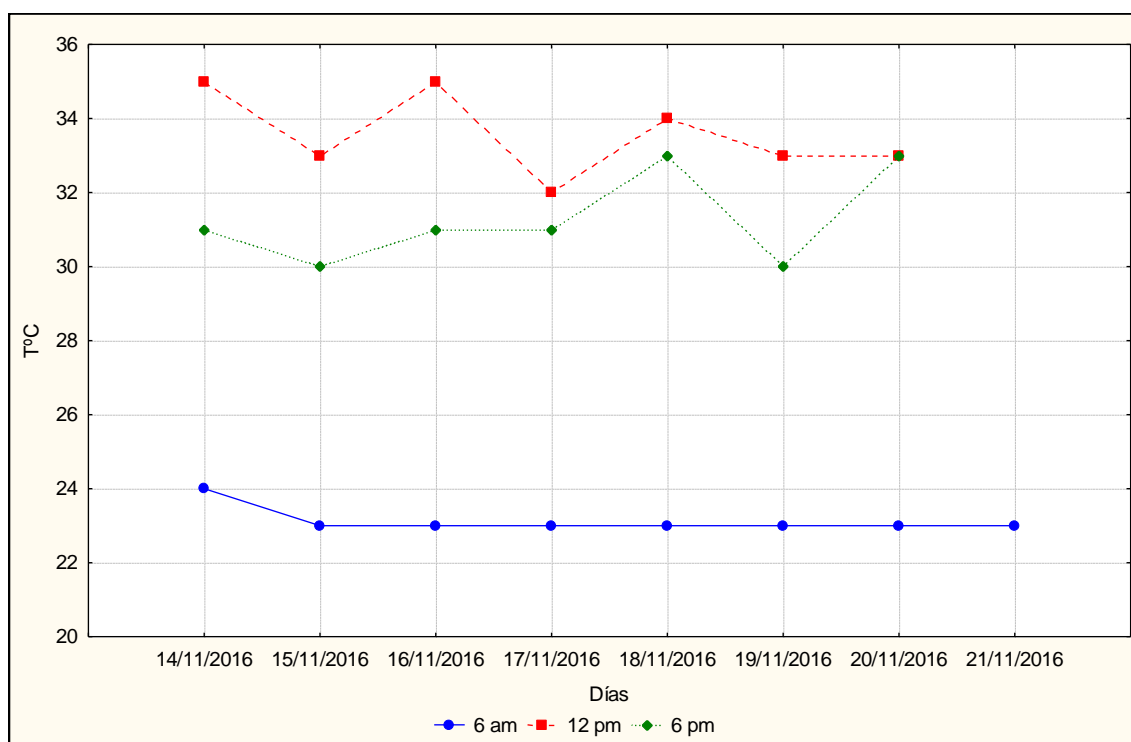
Fuente: Morales (1991).

## 3.2. Parámetros ambientales

### 3.2.1. Parámetros ambientales durante el proceso de reproductivo

#### 3.2.1.1. Temperatura ambiental

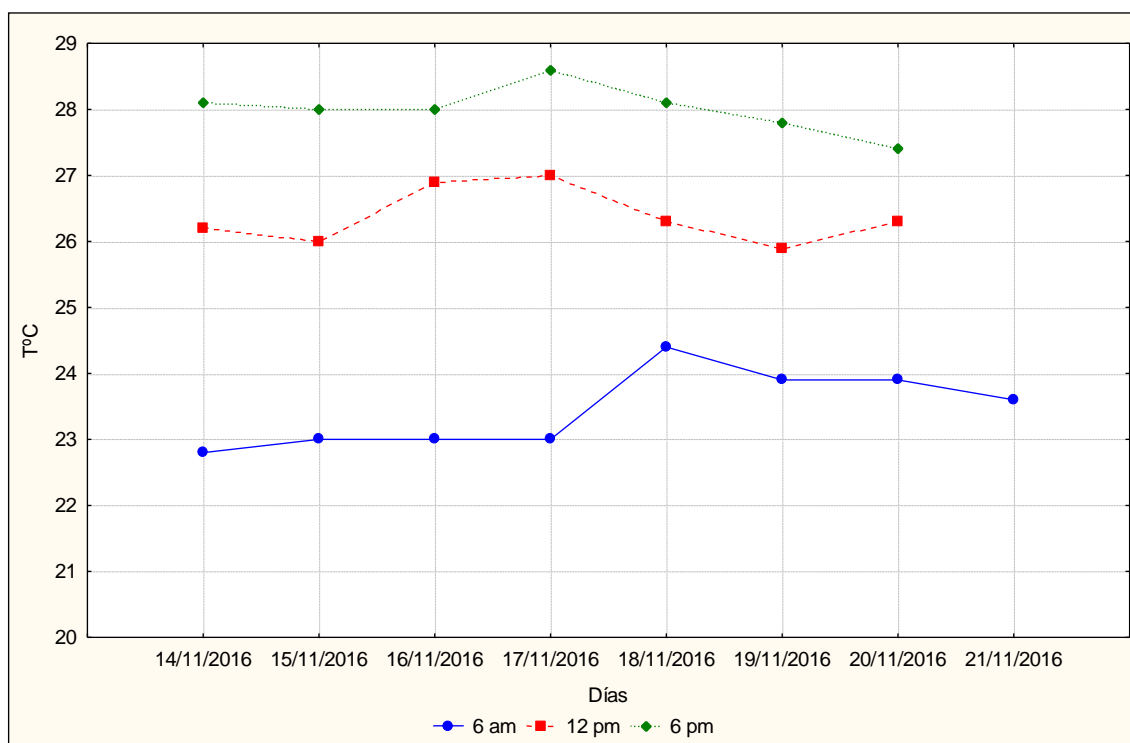
La temperatura ambiental fue registrada tres veces al día, durante el tiempo que permanecieron los individuos en el estanque de reproducción (Fig.4.); la temperatura promedio en este proceso fue de 29,3 °C, variando de 23 a 35 °C.



**Fig.4.** Variación de la Temperatura ambiental durante el proceso reproductivo de *Oreochromis niloticus* “Tilapia”.

### 3.2.1.2. Temperatura del agua

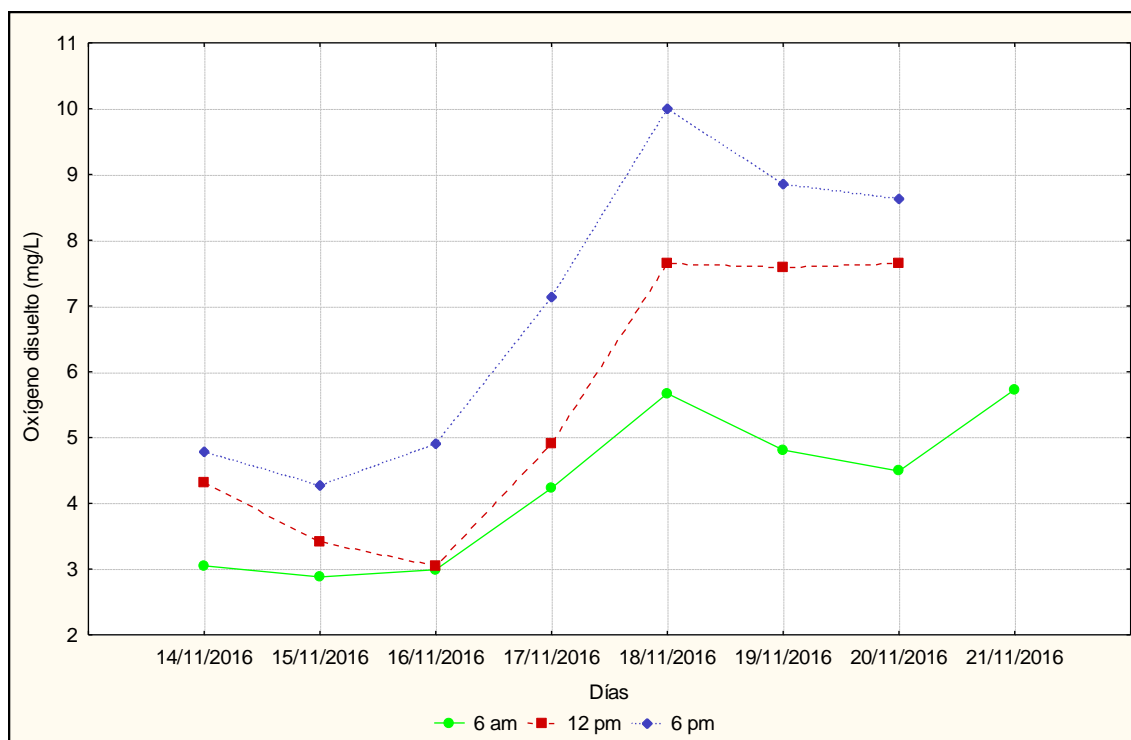
El registro de la temperatura del agua se observa en la Fig.5. El promedio de este parámetro fue de 25,9 °C; con un rango de 22,8 a 28,6 °C.



**Fig.5.** Variación de la Temperatura del agua durante el proceso reproductivo de *Oreochromis niloticus* “Tilapia”.

### 3.2.1.3. Oxígeno disuelto en el agua (OD)

El registro de este parámetro se observa en la Fig.6. con un promedio de 5,5 mg/L; con valores de 2,88 a 10 mg/L.



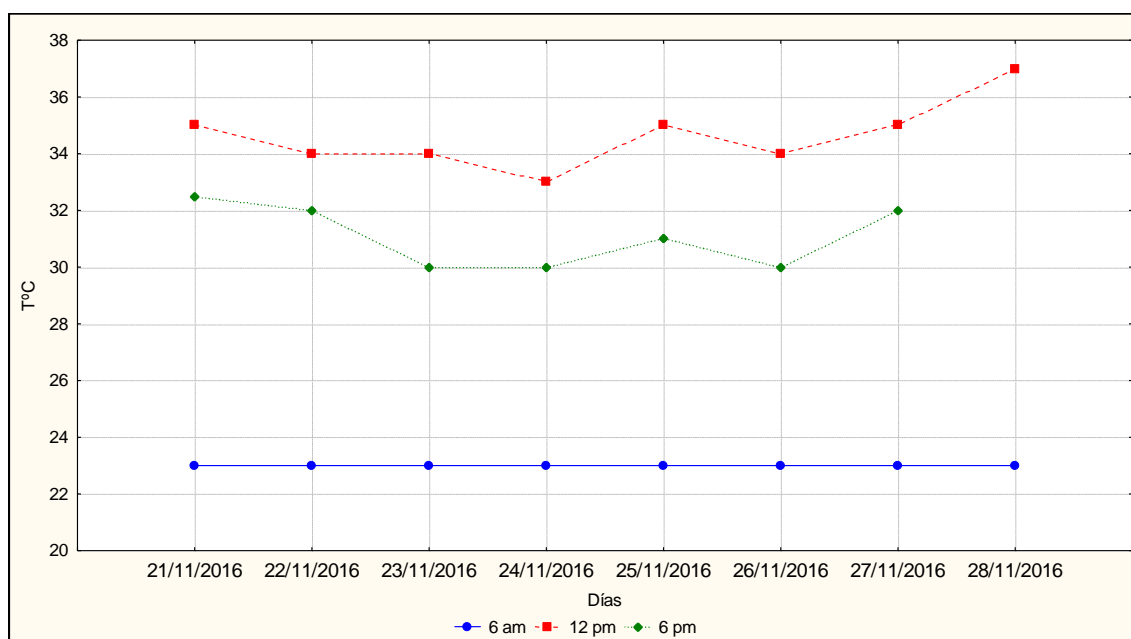
**Fig.6.** Variación de Oxígeno disuelto durante el proceso reproductivo de *Oreochromis niloticus* “Tilapia”.



### 3.2.2. Parámetros ambientales durante el periodo de incubación

#### 3.2.2.1. Temperatura ambiental

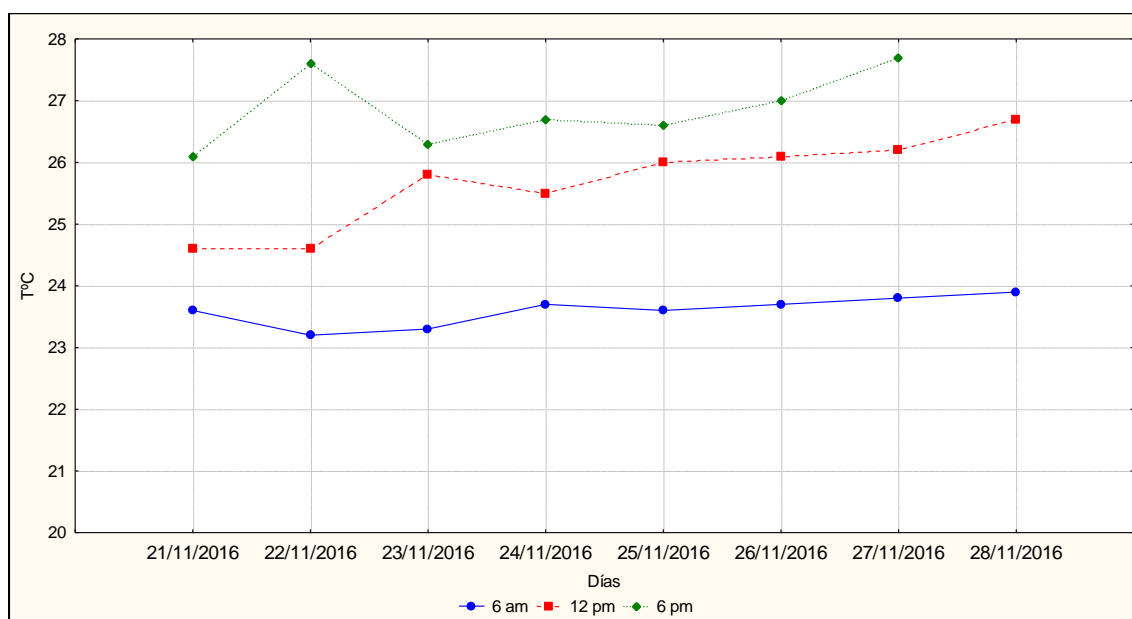
Durante la semana de incubación la temperatura promedio fue de 29,5 °C, el rango de este parámetro fue de 23 a 37 °C (Fig.7.)



**Fig.7.** Variación de la Temperatura ambiental durante el periodo de incubación de huevos de *Oreochromis niloticus* “Tilapia” en condiciones de laboratorio.

### 3.2.2.2. Temperatura del agua

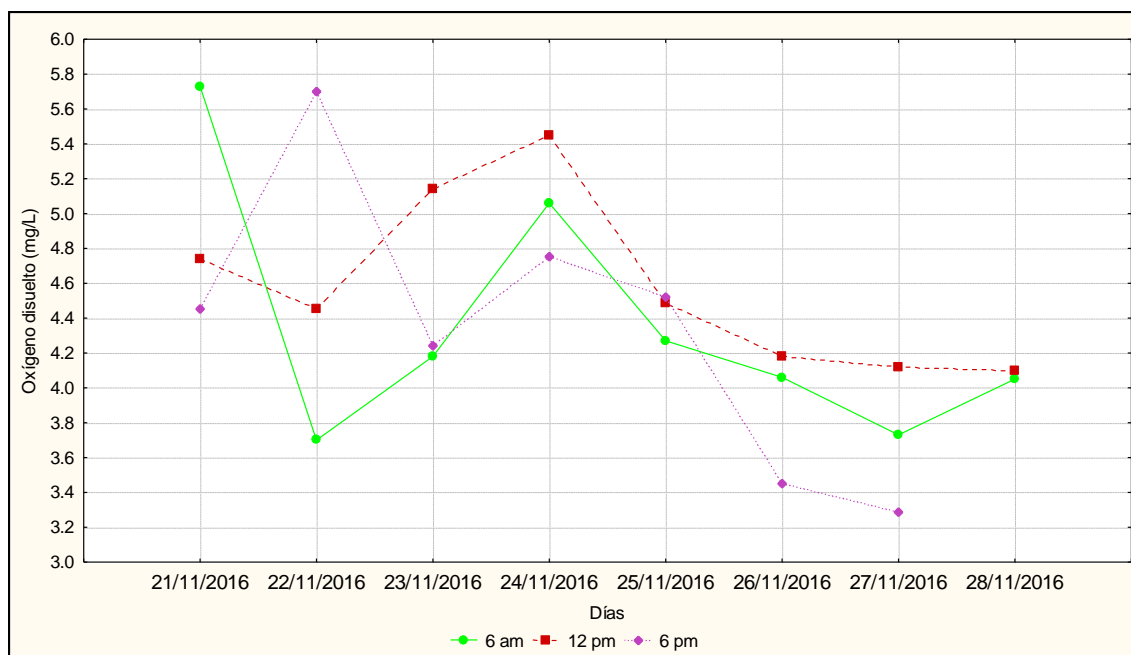
La temperatura promedio del agua durante el periodo de incubación fue de 25,3 °C, el rango fue de 23,6 a 27,7 °C. En la Fig.8. se observa la variación de este parámetro.



**Fig.8.** Variación de la Temperatura del agua durante el periodo de incubación de huevos de *Oreochromis niloticus* “tilapia” en condiciones laboratorio.

### 3.2.2.3. Oxígeno disuelto en el agua

Durante la semana de incubación el valor promedio de oxígeno disuelto fue de 4,4 mg/L; presentando un rango de 3,70 a 5,73 mg/L (Fig.9.)

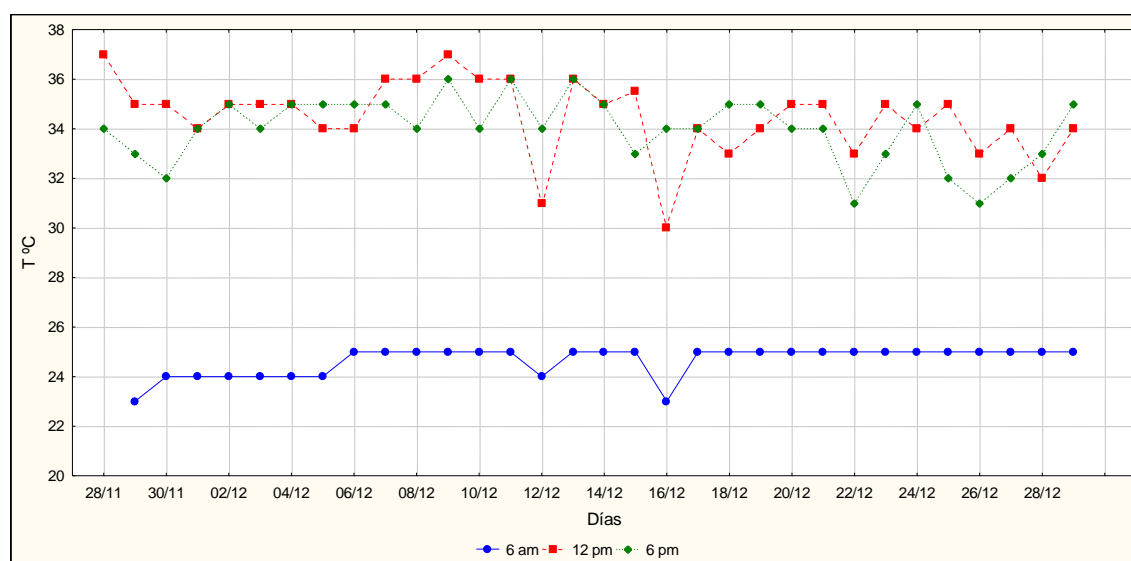


**Fig.9.** Variación de Oxígeno disuelto durante el periodo de incubación de huevos de *Oreochromis niloticus* “tilapia” en condiciones laboratorio.

### 3.2.3. Parámetros ambientales durante el proceso de reversión sexual

#### 3.2.3.1. Temperatura ambiental

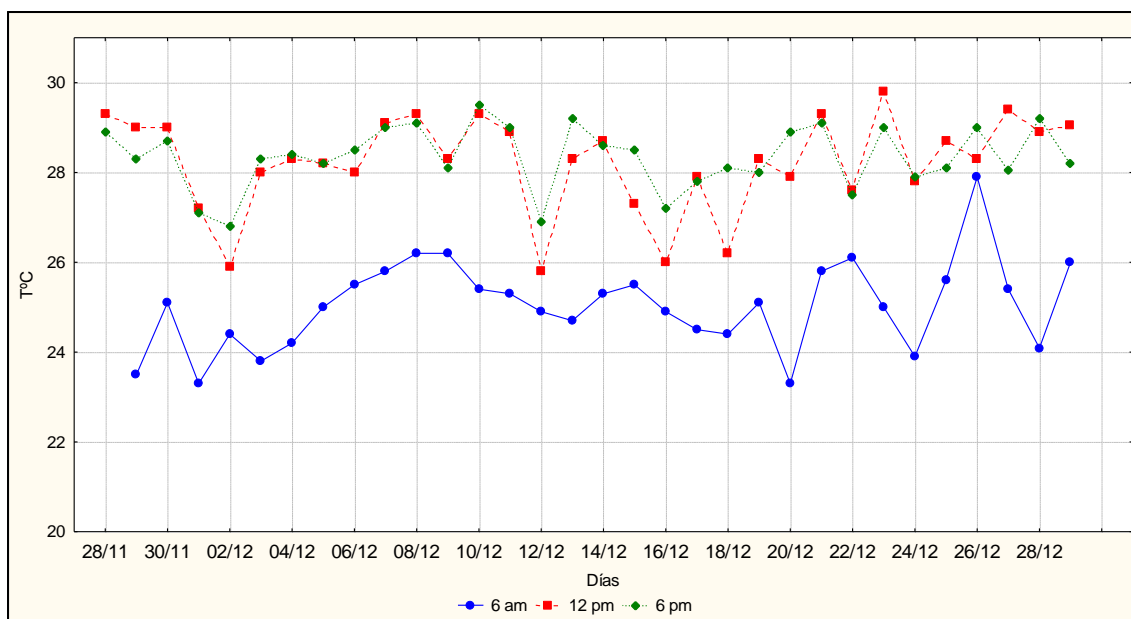
Durante el mes de reversión sexual se tuvo una temperatura promedio de 31,1 °C, el rango de la temperatura (Fig.10.) fue de 23 a 37 °C.



**Fig.10.** Variación de la Temperatura ambiental durante el proceso de reversión sexual de *Oreochromis niloticus* “Tilapia”.

### 3.2.3.2. Temperatura del agua

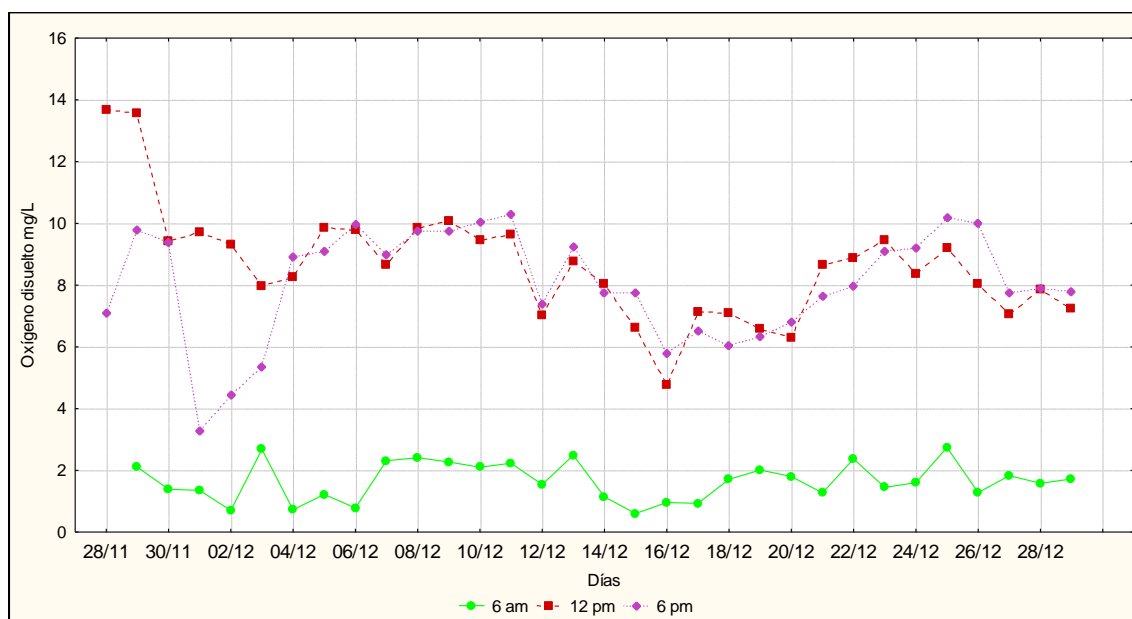
La temperatura promedio del agua durante el proceso de reversión sexual fue de 27,2 °C. El rango fue de 23,3 a 29,8 °C (Fig.11.).



**Fig.11.** Variación de la Temperatura del agua durante el proceso de reversión sexual de *Oreochromis niloticus* “Tilapia”.

### 3.2.3.3. Oxígeno disuelto en el agua

El oxígeno disuelto (Fig.12.) durante el proceso de reversión sexual tuvo un promedio de 6,2 mg/L, con un rango de 0,6 a 13,66 mg/L.



**Fig.12.** Variación de Oxígeno disuelto durante el proceso de reversión sexual de *Oreochromis niloticus* “Tilapia”.

### 3.2.4. pH y Amonio.

El registro de pH se realizó una vez por semana, se obtuvieron valores promedio de 7,70 durante la reproducción, mientras que para el periodo de incubación 8,07 y de 8,94 durante el proceso de reversión sexual.

Los valores promedios de amonio durante la investigación fueron de 3,96; 4,40 y 6,84 mg/L (periodo de reproducción, incubación y reversión sexual respectivamente).

**Tabla.1. Valores de pH y amonio registrados durante la investigación.**

Periodo \ Parámetro	pH	Promedio	Amonio (mg/L)	Promedio
Reproducción	7,83	7,70	3,96	3,96
	7,56		3,96	
Incubación	8,12	8,07	4,40	4,40
	8,02		4,40	
Reversión sexual	9,68	8,94	5,40	6,84
	9,04			
	8,71		7,20	
	8,91			
	8,40		7,92	

### 3.3. Correlación entre mortalidad de huevos y larvas con parámetros físico-químicos.

**Tabla.2. Valores de correlación para la mortalidad de huevos y larvas con los parámetros físico-químicos durante el periodo de incubación.**

Parámetros \ Mortalidad		T° ambiental	T° agua	Oxíg. Disuelto
huevos	r=	-0,8958	0,3520	0,2022
larvas	r=	-0,6887	-0,3479	0,0516

Los valores de correlación entre la mortalidad de huevos y la temperatura ambiental, indican que existe una relación fuerte e inversa (debido al signo negativo). Mientras que para la correlación entre la mortalidad de huevos con los otros parámetros (T° agua y Oxígeno disuelto) los valores indican que hay una relación débil entre las variables.

El valor de correlación entre mortalidad de larvas y temperatura ambiental indica que existe una correlación moderadamente fuerte e inversa; en tanto que para el parámetro T° de agua es débil e inversa, y el valor de la correlación con el Oxígeno disuelto muestra una correlación insignificante.

### 3.4. Evaluación de los valores de fecundidad

**Cuadro.4.** Valores promedios iniciales y finales de fecundidad en *Oreochromis niloticus*.

Parámetro	Unidad	Valores
-Peces sembrados	Individuos	30 (3 x hapa)
-Proporción	Sexo	Hembras: machos (2:1)
-Densidad de la siembra	Peces/m <sup>2</sup>	0,1
-Peso promedio	g	551,2308
-Longitud promedio	cm	30,3462
<b>Resultados finales</b>		
-Periodo de reproducción	Días	7
-Peces muestreados	Individuos	20
-Peso promedio inicial	g	551,2308
-Peso promedio final	g	494,2308
-Pérdida de peso	g	57
-Número de hembras reproductoras	Individuos	13
-Huevos recogidos	Número	21436
-Promedio de huevos por hembra	Número	1648,92
-Fecundidad (F <sub>R</sub> )	Huevos/g	3,09

### 3.5. Evaluación de los valores de supervivencia de huevos y larvas

**Cuadro.5.** Valores de supervivencia de huevos y larvas durante el periodo de incubación.

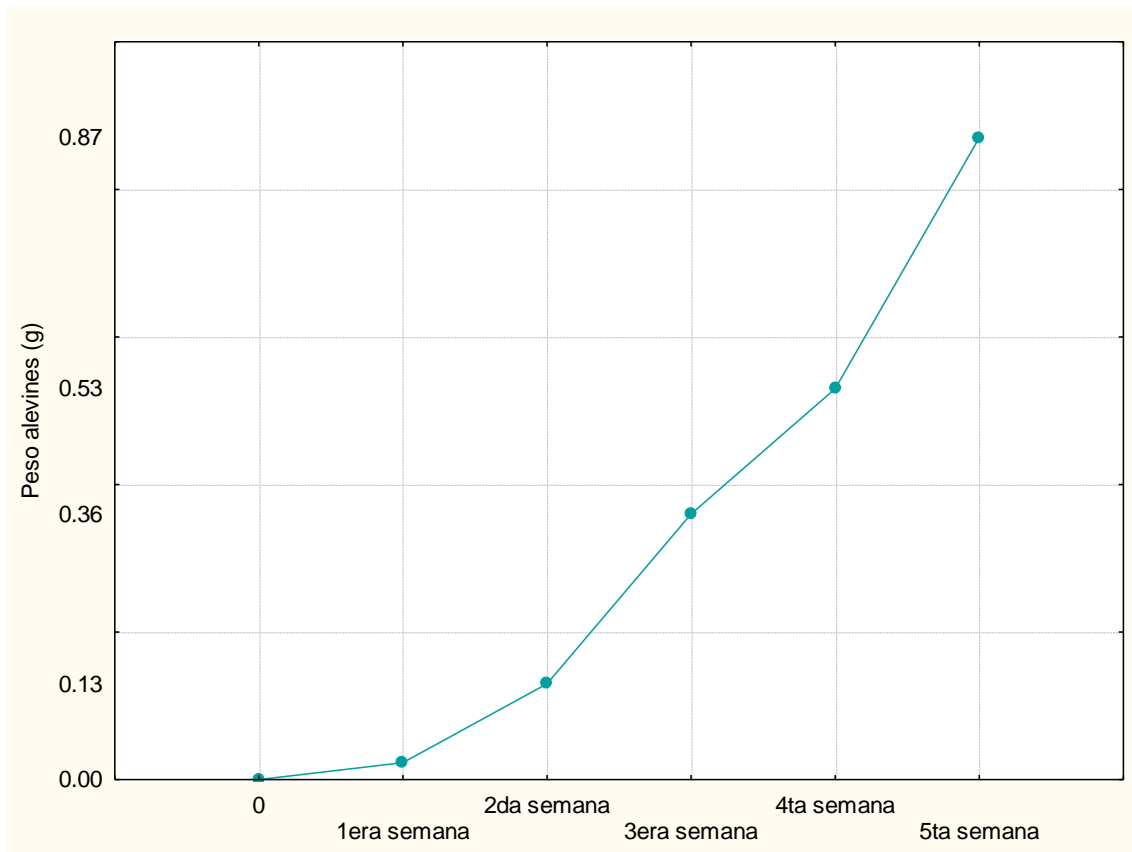
Parámetro	Unidad	Valores
-Huevos	Número	21436
-Longitud promedio	mm	0,2
<b>Resultados finales</b>		
-Periodo de incubación	Días	8
-Huevos incubados	Número	21436
-Supervivencia de huevos	%	82,72
-Mortalidad de huevos	%	17,28
-Supervivencia de larvas	%	48,46
-Mortalidad de larvas	%	51,54



### 3.6. Evaluación de supervivencia de alevines

**Cuadro.6.** Valores promedios iniciales y finales de supervivencia de alevines de *Oreochromis niloticus* en proceso de reversión sexual.

Parámetro	Unidad	Valores
-Alevines sembrados	Individuos	9427
-Densidad de la siembra	Peces/m <sup>2</sup>	392,8
-Peso promedio por individuo	g	0,023
-Biomasa	g	216,821
-Tasa de alimentación inicial	%	30
-Alimento	g	65,0463
-Raciones	g/día	10,8410
<b>Resultados finales</b>		
-Periodo de reversión sexual	Días	30
-Peces muestreados	Indiv/semana	100
-Peso promedio inicial	g	0,023
-Peso promedio final	g	0,8738
-Biomasa inicial	g	216,821
-Biomasa final	g	7791,2109
-Tasa de alimentación final	%	18
-Alimento consumido x día (1 <sup>era</sup> semana)	g	65,0463
- Alimento consumido x día (2 <sup>da</sup> semana)	g	238,6087
- Alimento consumido x día (3 <sup>era</sup> semana)	g	605,4430
- Alimento consumido x día (4 <sup>ta</sup> semana)	g	891,5164
-Alimento consumido x día (5 <sup>ta</sup> semana)	g	1168,6816
-Incremento de peso final	g	0,8508
-Supervivencia de alevines	%	94,58
-Mortalidad de alevines	%	5,42



**Fig.13.** Crecimiento en peso de alevines en proceso de reversión sexual.

### 3.7. Prueba de hipótesis

#### 3.7.1. Fecundidad

Según (Osure & Phelps, 2006), de 3,1 a 3,9 huevos por gramo de peso de la hembra es un indicador de alta fecundidad.

a) Valor objetivo 3,1

**Tabla.3. Valores referenciales para la prueba T de Student.**

Estadísticos para una muestra				
	N	Media	Desviación típ.	Error típ. de la media
TASA DE FECUNDIDAD	13	3,0862	1,66445	0,46164

**Tabla.4. Valores de la prueba T para estimar la media y compararla con un valor de referencia de fecundidad.**

Prueba para una muestra						
	Valor de prueba = 3,1					
	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	95% Intervalo de confianza para la diferencia	
					Inferior	Superior
TASA DE FECUNDIDAD	-0,030	12	0,977	-0,01385	-1,0197	0,9920

Dado que la significancia es mayor que 0,05 ( $0,977 > 0,05$ ) se acepta que el promedio de la muestra es igual al del valor objetivo, es decir se acepta la hipótesis de la investigación en la que se plantea que la fecundidad de *Oreochromis niloticus* “tilapia del Nilo” en proceso de reversión sexual en condiciones de laboratorio, es ALTA.

b) Valor objetivo 3,9

**Tabla.5. Valores referenciales para la prueba T de Student.**

Estadísticos para una muestra				
	N	Media	Desviación típ.	Error típ. de la media
TASA DE FECUNDIDAD	13	3,0862	1,66445	0,46164

**Tabla.6. Valores de la prueba T para estimar la media y compararla con un valor de referencia de fecundidad.**

Prueba para una muestra						
	Valor de prueba = 3,9					
	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	95% Intervalo de confianza para la diferencia	
					Inferior	Superior
FECUNDIDAD	-1,763	12	0,103	-0,81385	-1,8197	0,1920

Dado que la significancia es mayor que 0,05 ( $0,103 > 0,05$ ) se acepta que el promedio de la muestra es igual al del valor objetivo, es decir se acepta la hipótesis de la investigación en la que se plantea que la fecundidad de *Oreochromis niloticus* “tilapia del Nilo” en proceso de reversión sexual en condiciones de laboratorio, es ALTA.

### 3.7.2. Tasa de supervivencia en etapa larval

Según (Botero et al., 2011) se considera una tasa alta cuando esta pasa el 65,58%.

Según (Fukushima et al., 2016) se considera una tasa alta cuando esta pasa el 80,8%.

a) Valor objetivo 65,58%

**Tabla.7. Valores referenciales para la prueba T de Student.**

Estadísticos para una muestra				
	N	Media	Desviación típ.	Error típ. de la media
TASA DE SUPERVIVENCIA EN ETAPA LARVAL	13	48,4592	36,83112	10,21512

**Tabla.8. Valores de la prueba T para estimar la media y compararla con un valor de referencia de supervivencia en etapa larval.**

Prueba para una muestra						
	Valor de prueba = 65,58					
	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	95% Intervalo de confianza para la diferencia	
					Inferior	Superior
TASA DE SUPERVIVENCIA EN ETAPA LARVAL	-1,676	12	0,120	-17,12077	-39,3776	5,1361

Dado que la significancia es mayor que 0,05 ( $0,120 > 0,05$ ) se acepta que el promedio de la muestra es igual al del valor objetivo, es decir se acepta la hipótesis de la investigación en la que se plantea que la tasa de supervivencia en etapa larval de *Oreochromis niloticus* “tilapia del Nilo” en proceso de reversión sexual en condiciones de laboratorio, es ALTA.

b) Valor objetivo 80,80%

**Tabla.9. Valores referenciales para la prueba T de Student.**

Estadísticos para una muestra				
	N	Media	Desviación típ.	Error típ. de la media
TASA DE SUPERVIVENCIA EN ETAPA LARVAL	13	48,4592	36,83112	10,21512

**Tabla.10. Valores de la prueba T para estimar la media y compararla con un valor de referencia de supervivencia en etapa larval.**

Prueba para una muestra						
	Valor de prueba = 80,80					
	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	95% Intervalo de confianza para la diferencia	
					Inferior	Superior
TASA DE SUPERVIVENCIA EN ETAPA LARVAL	-3,166	12	0,008	-32,34077	-54,5976	-10,0839

Dado que la significancia es menor que 0,05 ( $0,008 < 0,05$ ) se rechaza que el promedio de la muestra es igual al del valor objetivo, es decir se rechaza la hipótesis de la investigación en la que se plantea que la tasa de supervivencia larval de *Oreochromis niloticus* “tilapia del Nilo” en proceso de reversión sexual en condiciones de laboratorio, es ALTA.

### 3.7.3. Tasa de supervivencia en etapa de alevín

No se aplicó la prueba estadística T de Student debido a que no era conveniente iniciar el proceso de reversión sexual con pequeños grupos de individuos, puesto que la asimilación del alimento habría sido menor y como consecuencia la reversión sexual no hubiera tenido éxito, por lo que se optó en calcular una tasa general de supervivencia.

$$S = N_t/N_0 \times 100$$

Donde:

S: tasa de supervivencia.

$N_t$ : número de individuos vivos al final del intervalo de tiempo.

$N_0$ : número de individuos presentes al inicio del intervalo de tiempo.

$$S = 8916/9427 \times 100$$

$$S = 94,5794 (\%)$$

Se obtuvo una tasa general de 0,9458 (94,58%), según Pinza (2014) una tasa superior al 71% se considera como una supervivencia alta en el periodo de reversión sexual.

### 3.8. Evaluación del número de huevos según los datos biométricos de las hembras

Se evaluó el número de huevos por puesta, según el peso y talla de la hembra reproductora, los resultados se observan en la Tabla.11. y los promedios en la Tabla.12.

**Tabla.11. Número de huevos por puesta, según el peso y talla de la hembra.**

#### Resúmenes de casos

Nº de individuo	NUMERO DE HUEVOS	PESO DE LA HEMBRA (g)	TALLA DE LA HEMBRA (cm)
2	1905,00	655,00	32,00
3	787,00	484,00	29,00
4	1586,00	375,00	26,00
6	2256,00	465,00	30,00
8	3563,00	610,00	32,50
9	1413,00	518,00	30,00
10	1413,00	567,00	30,00
11	2760,00	474,00	27,50
13	456,00	453,00	28,50
14	1359,00	479,00	29,00
17	859,00	755,00	34,00
18	2168,00	666,00	32,50
19	911,00	665,00	33,50
Total N	13	13	13



**Tabla.12. Promedios de los parámetros utilizados.**

Estadísticos descriptivos			
	N	Media	Desv. típ.
NUMERO DE HUEVOS	13	1648,9231	872,52321
PESO DE LA HEMBRA (g)	13	551,2308	110,70091
TASA DE FECUNDIDAD	13	3,0862	1,66445
TALLA DE LA HEMBRA (cm)	13	30,3462	2,40992
HUEVOS POR CENTIMETRO	13	54,5447	28,55855
N válido (según lista)	13		

Se obtuvieron valores promedios para el número de huevos (1649), peso de las hembras (551,23 g), tasa de fecundidad (3,09 huevos por gramo), talla (30,35 cm) y huevos por centímetro (54,55).

### 3.8.1. Correlación entre el número de huevos de acuerdo al peso y talla de la hembra.

**Tabla.13. Valores de correlación para el número de huevos de acuerdo al peso y talla de la hembra.**

V. independiente V. dependiente		Peso de la hembra	Talla de la hembra
	huevos	r=	0,0232
			0,0502

Los valores de correlación entre el número de huevos desovados con el peso y talla de las hembras, indica que existe una relación insignificante entre las variables, ya que este valor es más cercano a 0 que a 1.

### 3.9. Evaluación larval

Se estimó el porcentaje de eclosión larval del total de huevos fecundados; utilizando la prueba T de Student se comparó los resultados obtenidos con los de Rossell (2016), los valores se observan en la Tabla.14. y Tabla.15.

**Tabla.14. Valores referenciales para la prueba T de Student.**

Estadísticos para una muestra				
	N	Media	Desviación típ.	Error típ. de la media
TASA DE SUPERVIVENCIA	13	82,7177	19,76142	5,48083

**Tabla.15. Valores de la prueba T para estimar la media y compararla con un valor de referencia para estimar el porcentaje de eclosión larval.**

Prueba para una muestra						
	Valor de prueba = 95					
	t	gl	Sig. (bilateral)	Diferencia de medias	95% Intervalo de confianza para la diferencia	
					Inferior	Superior
TASA DE SUPERVIVENCIA	-2,241	12	0,045	-12,28231	-24,2240	-0,3406

El porcentaje obtenido para la eclosión larval en condiciones de laboratorio fue de 82,72%. Rossell (2016), indica que cuando la supervivencia es superior a 95% se considera alta; dado que el nivel de significancia es menor a 0,05 ( $0,045 < 0,05$ ) se tiene que el resultado obtenido es menor al registrado por el autor.

### 3.10. Supervivencia y mortalidad en etapa de alevín

Se estimó las tasas de mortalidad y supervivencia de los alevines en proceso de reversión sexual.

- Tasa de mortalidad de alevines (%)

$$M = \frac{N_0 - N_t}{N_0} \times 100$$

Donde:

M: tasa de mortalidad.

N<sub>t</sub>: número de individuos vivos al final del intervalo de tiempo.

N<sub>0</sub>: número de individuos presentes al inicio del intervalo de tiempo

$$M = \frac{9427 - 8916}{9427} \times 100$$

$$M = 5,4206 \text{ (\%)}$$

- Tasa de supervivencia de alevines (%)

$$S = N_t / N_0 \times 100$$

Donde:

S: tasa de supervivencia.

N<sub>t</sub>: número de individuos vivos al final del intervalo de tiempo.

N<sub>0</sub>: número de individuos presentes al inicio del intervalo de tiempo.

$$S = 8916 / 9427 \times 100$$

$$S = 94,5794 \text{ (\%)}$$

## DISCUSIÓN

Se utilizaron 30 reproductores (20 hembras y 10 machos) en una proporción 2:1, Costa y Hadikusumah (1995) hacen constar que ésta proporción da como resultado una mayor producción de semilla. Se obtuvo que el total de ovas extraídas fue de 21 436 y que sólo 13 de las 20 hembras sembradas (65%) presentaron ovas, esto ocurrió debido a que la reproducción de estas no ocurre de forma sincronizada (Zimmerman, 1999 en Prieto, 2002).

La fecundidad media obtenida fue de 3,09 huevos/g de hembra, este resultado fue analizado a través de la T de Student con los de Osure & Phelps (2006) los que determinan que 3,1 y 3,9 huevos/g de hembra son considerados indicadores de alta fecundidad; dado que las significancias en ambas comparaciones son mayores a 0,05, se acepta que el valor obtenido en la investigación es igual a los de los valores objetivos, por lo cual se acepta que la fecundidad de las hembras analizadas fue alta.

La fecundidad fluctúa ampliamente desde unos pocos huevos hasta varios miles, dependiendo del tamaño y la edad de la hembra, en algunas especies y líneas de tilapia el número de huevos decrece con la edad, algunas hembras de ciertas especies pueden llegar a producir de 9 a 10 huevos por gramos de peso corporal (Hussain, 2004 en Castillo, 2011). La cantidad de huevos obtenidos osciló entre 456 a 3 563 huevos, teniendo como promedio 1 649 huevos.

Al evaluar el número de huevos por puesta, según el peso y talla de la hembra reproductora, se encontró que no existe una correlación significativa entre las variables. La longitud de las hembras osciló de 26 a 34 cm longitud total, con un promedio de 30,35 cm; mientras que el peso tuvo un rango de 375 a 755 g con un promedio de 551,23 g. Los valores individuales de la fecundidad relativa variaron de 1,01 a 5,84 huevos/g de peso corporal; la fecundidad relativa media fue de 3,09 huevos/g de hembra; y un promedio de 54,55 huevos por cm.

Existe gran controversia en cuanto a la fecundidad de *Oreochromis niloticus*, Gómez et al. (2003); Peña et al. (2005); Komolafe (2007) y Rodríguez (2012), indican que el número de huevos presenta correlación con la longitud de las hembras; Peña et al. (2010) registró que hembras de 28 – 30 cm presentaron una fecundidad promedio de  $2268 \pm 232$  huevos; mientras que Fryer e Iles (1972) en Gómez et al. (2003) registraron 4300 huevos en peces de 25 cm. Los resultados indican que las reproductoras con una talla promedio de 28 cm y 453 g presentaron una media de 1390 huevos, en tanto que las de 32 cm con 613 g presentaron 1811 huevos; los valores promedios demuestran que a mayor tamaño el número de huevos aumenta, sin embargo, no se encuentra correlación entre los valores individuales.

Durante la incubación artificial de ovas embrionadas de *Oreochromis niloticus* “tilapia” se generó por bandeja incubadora un promedio de tasa de eclosión de 0,8272 (82,72%); el agua que entraba por caída desde los grifos de ½” aseguró la oxigenación constante de las ovas, mientras que los orificios que presentaron las bandejas de incubación permitieron un recambio constante de agua (465 mL/min). El análisis estadístico nos arroja una significancia bilateral de 0,045 al comparar el resultado obtenido con el de Rossel (2016); es decir que la tasa de eclosión obtenida es baja en comparación con la obtenida en el trabajo de dicho autor (95%).

La supervivencia al inicio se vio afectada por la manipulación a la que fueron sometidas las ovas; adicionalmente en un sistema de incubación artificial, el movimiento de las ovas no es igual al que tienen en la cavidad bucal de la madre, lo que facilita que algunas permanezcan juntas y que algunas partículas se adhieran a la superficie de los huevos, obstruyendo su respiración. Botero et al. (2011), Prieto y Olivera (2002) describen que la manipulación de ovas en estadíos de fertilización temprana, afecta negativamente tanto el porcentaje de eclosión, como la supervivencia de las larvas eclosionadas. Por otro lado, Rana (1998) acota que las principales pérdidas también son debidas a daños físicos causados al corion de las ovas, lo que afirma lo descrito en el párrafo anterior.

Sin embargo, Rossel (2016) demostró que la tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia bajo condiciones controladas es mayor en comparación a condiciones naturales, Vega et al. (2012) menciona que la incubación artificial de ovas de otras especies no solo de tilapia, han

mostrado tener buenos resultados en la eclosión, es así que haciendo uso de incubadoras artificiales obtuvo valores máximos de eclosión con una tasa de 0,827 en la incubación de ovas de congrio colorado (*G. chiliensis*).

Los valores de correlación entre la mortalidad de huevos con los parámetros físico-químicos ( $T^{\circ}$  ambiental,  $T^{\circ}$  agua y oxígeno disuelto) indican que para el primer parámetro la relación es fuerte e inversa, en tanto que para los otros la relación es débil; por otro lado, tenemos que el valor de correlación entre la mortalidad de larvas con  $T^{\circ}$  ambiental es moderadamente fuerte e inversa; en tanto que para el parámetro  $T^{\circ}$  de agua es débil e inversa, y el valor de la correlación con el Oxígeno disuelto muestra una correlación insignificante. Al encontrarse valores muy bajos (estadísticamente insignificantes) no se puede afirmar que las pérdidas en la etapa de incubación se debieron a la influencia de estos parámetros; sin embargo, un factor que afectó la supervivencia fue la ineficiencia de los filtros por los cuales atraviesa el agua, debido al tamaño de estos.

Vega et al. (2012) reporta que en un sistema de incubación que no tiene un control total de los parámetros físico-químicos y microbiológicos del agua de incubación, se evidencia no solo el rápido deterioro y cambio de color del agua de transparente a café verdoso más intenso, con una mortalidad casi total de las ovas. El retiro de las ovas muertas, el monitoreo constante de los parámetros físico-químicos del agua, así como el recambio realizado durante el periodo de incubación, indican que se tuvo un correcto cuidado durante la permanencia de las ovas en el ambiente de incubación.

Sin embargo, la supervivencia en etapa larval ha sido afectada principalmente por las ovas muertas, debido a que a pesar de que se realizó un recambio de agua diario, transcurría un largo periodo de tiempo entre cada recambio, esto afirmaría lo descrito por Botero et al. (2011) que describe que las ovas que mueren después del recambio generan partículas que afectan a las ovas sanas y a las larvas recién eclosionadas. Botero et al. (2011) al comparar la supervivencia en dos ambientes (natural y artificial) considera que 65,58% es un porcentaje que indica supervivencia alta; se comparó estadísticamente este resultado con el

de la investigación (48,46%) obteniéndose una significancia mayor ( $0,120 > 0,05$ ) por lo que se acepta que el promedio de la muestra es igual al del valor objetivo.

Por otro lado, Fukushima et al. (2016) adaptó nuevas tecnologías para la implementación de un módulo demostrativo en el cultivo de tilapia, demostrando que se considera una supervivencia alta en etapa larval cuando el porcentaje obtenido es igual o mayor al 80,8%; al comparar estadísticamente ambos valores, se obtuvo una significancia menor a 0,05 ( $0,008 < 0,05$ ) por lo que se rechaza que el promedio de la muestra es igual al del valor objetivo. Las ventajas con las que contó Fukushima et al. (2016) para elevar la supervivencia fueron: tanques de crías con un sistema de aireación constante adicional a la recirculación de agua y la adición de probióticos para complementar su trabajo.

En la etapa de alevinaje la supervivencia fue mayor; se obtuvo una tasa general de 0,9458 (94,58%) considerándose un resultado de supervivencia alta, ya que Pinza (2014) incrementó la producción de alevinos de tilapia mediante el control de la calidad del agua, obteniendo una tasa superior (71%) en comparación a las de Popma y Green (1990), Watanabe et al. (1997), en Castillo (2011) que reportan porcentajes de supervivencia de 70%.

La tasa de mortalidad en la etapa de alevinaje fue de 0,0542 (5,42%), este resultado difiere con Ramírez (2015) quien reporta un 52% de mortalidad en alevines en proceso de reversión sexual. Si bien el resultado es mínimo, los casos presentados se atribuyen a depredación entre alevines, a estrés causado por el traslado de dichos individuos de las bandejas de incubación al estanque donde se llevó a cabo el proceso de reversión sexual, así como también a la manipulación que tuvieron para obtener la cantidad de alimento que se les suministró semanalmente.

La temperatura es uno de los parámetros más importantes que afectan el crecimiento, reproducción y metabolismo de la tilapia; Little (1989); Rodríguez et al. (2001) y Gutiérrez (1998) en Rossell (2016), indican que las temperaturas óptimas para una correcta reproducción varían de 25 a 30 °C, el promedio de la temperatura ambiental durante la semana de reproducción fue de 29,3 °C y el de la temperatura del agua 25,9 °C ambos

resultados se encuentran dentro del rango descrito por los autores. Por el contrario, si las temperaturas hubiesen estado debajo de los 20 °C, toda actividad reproductiva hubiera quedado suspendida.

Durante el periodo de incubación se manejó una temperatura promedio del agua de 25,3 °C, la cual no concuerda con lo descrito por Rodríguez et al. (2001) que afirma que el rango optimo en incubación debe estar entre 28-32°C; sin embargo, Baltazar (2009) recomienda que las incubaciones de ovas embrionadas en bandejas rectangulares de 40 x 25 x 8 cm realizadas en laboratorio deben estar bajo una temperatura de 25 a 28 °C (concordando con el valor de temperatura obtenido). La temperatura ambiental media fue de 29,5 °C, lo cual estaría acorde a lo dicho por Prieto y Olivera (2002), los cuales mencionan que teniendo una temperatura de 28 a 29 °C se obtiene una mejor incubación de huevos.

La temperatura promedio del agua durante la reversión sexual fue de 27,2 °C este valor está dentro del rango de 27 – 30 °C (Boyd, 1990; Baltazar, 2009), el cual nos garantiza una óptima reversión sexual. Hahn (2012), indica que el crecimiento de tilapia debe de realizarse por debajo de los 38,5 °C ya que este es un rango letal para el desarrollo de *Oreochromis niloticus*. En tanto que la temperatura ambiental fue de 31,1 °C.

La concentración de oxígeno disuelto en el agua durante la etapa de reproducción tuvo un valor promedio de 5,5 mg/L estando dentro de los valores óptimos mencionados por Tapia (2004), quien manifiesta que para la especie *Oreochromis niloticus*, el oxígeno disuelto debe mantenerse por encima de los 5 mg/L como rango ideal, Castillo (1994), afirma que durante el periodo de incubación el rango óptimo para tilapias es de 3,0 mg/L a más, siendo nuestro valor promedio para este periodo de 4,4 mg/L, encontrándose dentro de los rangos establecidos.

El oxígeno en promedio durante la etapa de reversión sexual se mantuvo sobre los 6,2 mg/L permitiendo un adecuado ritmo metabólico y consumo de alimento constante (Ramos, 2006; Espejo, 2012). Pérez (2002), indica que el rango de 6,0 a 8,0 mg/L nos permiten un adecuado crecimiento de los peces durante el proceso de reversión sexual, Boyd (1990), indica que el



valor mínimo para un crecimiento normal en *Oreochromis niloticus*, debe ser mayor a 1,0 mg/L.

Timmons (2010) y FONDEPES (2014) indican que el pH se debe monitorear al menos una vez por semana, cuando el cultivo se realiza con circulación de agua constante. Durante el periodo de reproducción se registraron valores de 7,83 como máximo y 7,56 como mínimo (inicio y fin de etapa reproductiva); con un promedio de 7,7. Para el caso del agua de las bandejas donde se llevó a cabo la incubación, el pH fue 8,07. Durante la reversión sexual el parámetro presentó un promedio de 8,9 (siendo 9,68 y 8,40 sus valores máximo y mínimo).

El pH durante la investigación se mantuvo dentro del rango óptimo: 6,5 a 9,0 concordando con los rangos mencionados por; Huet, 1973; Cedeño, 1993 y Alcántar et al., 2014. Los valores fueron adecuados para un buen desarrollo durante la reproducción, incubación, y reversión sexual, evitando así el estrés ácido, fallas respiratorias, despigmentación que son efectos a causa de un pH bajo (Huet, 1973).

El amonio es producto de la excreción, orina de los peces y descomposición de la materia FONDEPES (2004) , indica que los valores de amonio deben fluctuar entre 0,1 a 0,3 mg/L; el amonio en su forma no ionizada ( $\text{NH}_3$ ) es tóxico, el nivel de tolerancia para las tilapias se encuentra en el rango de 0,6 a 2, mg/L. Karasu & Köksal (2005) en Alcántar et al. (2014) registran que concentraciones de 7,39 a 7,41 mg/L en un periodo de 48 horas puede ocasionar la muerte del 50% de la población de alevines de tilapia del Nilo.

El registro de este parámetro se realizó cada 15 días, obteniéndose diferentes valores durante las etapas de la investigación; siendo 3,96 mg/L para el periodo de reproducción; 4,40 mg/L durante la incubación y un promedio de 6,84 mg/L de amonio durante la reversión sexual; encontrándose fuera del rango de tolerancia descrito por FONDEPES (2004), pero sin sobrepasar el rango letal descrito por Karasu & Köksal (2005) en Alcántar et al. (2014); los valores de amonio registrados durante el desarrollo experimental indicarían un nuevo registro de tolerancia a concentraciones mayores de amonio.

Las condiciones ambientales adecuadas, tales como temperatura, oxígeno disuelto, pH y Amonio son de gran importancia en la producción de alevines de la especie *Oreochromis niloticus* “tilapia del Nilo”, En este trabajo se demuestra que las condiciones de Piura están dentro del rango que utiliza la especie para reproducirse.

## CONCLUSIÓN

La fecundidad promedio de las hembras reproductoras del Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero fue de 3,09 huevos/g de hembra; registrándose valores individuales entre 1,01 a 5,84 huevos/g de peso corporal.

El porcentaje promedio de eclosión durante la incubación artificial del lote de ovas recolectadas fue de 82,72%, obteniéndose a partir de estas una supervivencia promedio en etapa larval de 48,46%, con una mortalidad de 51,54%.

La supervivencia de alevines al término de la reversión sexual fue de 94,58%, con una mortalidad de 5,42%.

## **RECOMENDACIONES**

Realizar investigaciones de fecundidad con hembras de diferentes grupos etarios y tallas; para ver como varía la producción de ovas por hembra.

Realizar la incubación artificial reduciendo la exposición de ovas a la iluminación, ya que este podría ser un factor que influye en la eclosión, debido a que cuando las ovas permanecen en la cavidad bucal de la madre se encuentran protegidas de la luminosidad del medio.

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Alcántar, P., Santos, C., Moreno, R. y Estrada, C. (2014). Manual para la producción de supermachos de tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*). Universidad de Papaloapan. México.
- Almeida, J. (2014). Reversión sexual de tilapia roja (*Oreochromis niloticus*), utilizando dos tipos de andrógenos comerciales y un testigo (androil y proviron). (Tesis de Licenciatura). Universidad Técnica de Machala. 49 p.
- Baltazar, M. (2007). La tilapia en el Perú: acuicultura, mercado, y perspectivas, *13*(3), 267-273pp. Recuperado de:  
<http://sisbib.unmsm.edu.pe/bvrevistas/biologia/v13n3/pdf/v13n03a22.pdf>
- Baltazar, P. (2009). Situación actual de la tilapia en el Perú, *9*(5), 165-170pp.
- Boyd, C. (1990). Water quality in ponds for aquaculture. (2ª ed.). U.S.A. Auburn University. Recuperado de:  
[https://books.google.es/books/about/Water\\_quality\\_in\\_ponds\\_for\\_aquaculture.html?id=oVY5AQAAIAAJ&hl=es](https://books.google.es/books/about/Water_quality_in_ponds_for_aquaculture.html?id=oVY5AQAAIAAJ&hl=es)
- Botero, M., Pineda, J. y Gallego, N. (2011). Inmersión de ovas de tilapia roja (*Oreochromis* spp.) en diferentes estadios de fertilización en una solución de 17  $\alpha$  – metiltestosterona y la proporción fenotípica del sexo.
- Castillo, L. (1994). La historia genética e hibridación de la tilapia roja. (1ª ed.). Editorial Santander de Quilichao. Colombia.

Castillo, L. (2011). Tilapia roja, una evolución de 29 años. Editorial Academia Española.  
Recuperado de:

<https://www.iberlibro.com/buscar-libro/titulo/tilapia-roja-2011/>

Cedeño, M. (1993), Principales causas de mortalidad en cultivos intensivos y superintensivos de tilapia. Revista electrónica de ingeniería en Producción Acuícola. 6(6). 6-18 pp. Recuperado de:

<https://www.revistas.udenar.edu./revip/article/view/380/394>

Chhorn, E. (2006). Tilapia, Biology, culture and nutrition. Fisheries and Allied Aquaculture. Alabama.

Costa, B. & Hadikusumak, H. (1995). Production management of double-net tilapia *Oreochromis* spp. hatcheries in a eutrophic tropical reservoir. Revista de la Sociedad de Acuicultura del Mundo. 26(1). 453-459 pp.

Espejo, C. (2012). Manejo industrial de tilapias: un inicio en el biofloc. Revista electrónica en Producción Acuícula. 6(6). 1-5 pp. Recuperado de:

<http://revistas.udenar.edu.co/index.php/reipa/article/view/1531>

Espejo, C. y Torres, E. (2001). Fundamentos de acuicultura continental “cultivo de tilapias roja (*Oreochromis spp.*) y plateada (*Oreochromis niloticus*)”. Colombia: Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura.

Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero (FONDEPES). (2004). Manual de cultivo de tilapia. Ministerio de la Producción – Agencia Española de Cooperación Internacional AEI.

Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero (FONDEPES). (2014). Manual para la producción de tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*). Ministerio de la Producción.

Fukushima, M., Alva, R., Castillo, G., Calderón, C., Shimokawa, L. y Fukushima, J. (2016). Adaptación de nuevas tecnologías para implementación del módulo demostrativo en el cultivo de tilapia en La Libertad. *Scientia Agropecuaria*, 7(3), 321-331 pp.

Galman, O. & Avtalion, R. (1980). Further study of the embryonic development of *Oreochromis niloticus* (Cichlidae) using scanning electron microscopy. *Fish Biology* 34, 653-664 pp.

García, J. (2013). Evaluación de la supervivencia de alevines de tilapia *Oreochromis aureus* transportados a tres densidades, en bolsas plásticas-Piura. (Tesis Pre-grado) Universidad Nacional de Piura. Piura.

Gómez, L., Peña, B., Salgado, I. & Guzman, M. (2003). Reproductive aspects of *Oreochromis niloticus* (Perciformes: Cichlidae) at Coatetelco lake, Morelos, Mexico. *Revista de Biología Tropical*, 51(1), 221-228 pp. Recuperado de:

[http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0034-77442003000100020](http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-77442003000100020)

Hahn, C., Gajales, A. y Restrepo, M. (2012). Monografía de protocolos para obtener poblaciones monosexo de tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*). Boletín científico Museo de Historia Natural. 16(1), 156-172 pp.

Huet, M. (1973) Tratado de Piscicultura II. Editorial Madrid S.A.

Komolafe, O. & Arawomo, G. (2007). Reproductive strategy of *Oreochromis niloticus* (Pisces: Cichlidae) in Opa reservoir, Ile-Ife, Nigeria. *Rev. Biol.* 55(2).

León, W., Marcial, R. y Murillo, F. (1987). Cultivo integral de tilapia, patos y cerdos, en Curumuy. Ministerio de Agricultura.

Little, D. (1989). An evaluation of strategies for production of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) Alevines suitable for hormonal treatment. (Tesis Doctoral). Institute of Aquaculture, University of Stirling, Scotland.

López, A., Carvajal, D. y Botero, C. (2007). Masculinización de tilapia roja (*Oreochromis*) por inmersión utilizando 17 alfa-metiltestosterona. Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias, 20(3). Recuperado de:

[http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S012006902007000300010](http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S012006902007000300010)

Marcial, R. y Gálvez, M. (2000). Impacto ambiental de la introducción de “tilapias” en la cuenca del río Piura. Universalía, 5(1), 80-82 pp.

Merck, E. (1974). Análisis del agua (9a ed.). Darmstadt-Alemania: Editorial E. Merck.

Miranda, L., Vilaxa, A., Ávila, R. y Rodríguez, M. (2014). Caracterización del ciclo de desarrollo embrionario y larval de *Sarda chiliensis* (Alva,1987) en un sistema acuícola de recirculación (SAR). Chile: Universidad Tecnológica de Chile, INACAP. Recuperado de:

<http://www.scielo.cl/pdf/ijmorphol/v32n4/art58.pdf>

Morales, D. (1991). La tilapia en México, biología, cultivo y pesquerías. Editorial México S.A. 190 p.



Orellana, C. (2003). Reversión sexual en alevines de tilapia *Oreochromis niloticus* empleando la hormona 17-alfa-metiltestosterona. (Tesis Pre-grado). Universidad de El Salvador.

Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO). (1974). La acuicultura en América Latina. Informe de Pesca N° 159 FIR/R159, 3.

Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO). (2016). La acuicultura en América Latina.

Osure, G. & Phelps, R. (2006). Evaluation of reproductive performance and early growth of four strains of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*, L) with different histories of domestication. *Aquaculture*, 253(1), 485-494 pp. Recuperado de:

[https://www.researchgate.net/publication/221987393\\_Evaluation\\_of\\_reproductive\\_performance\\_and\\_early\\_growth\\_of\\_four\\_strains\\_of\\_Nile\\_tilapia\\_Oreochromis\\_niloticus\\_L\\_with\\_different\\_histories\\_of\\_domestication](https://www.researchgate.net/publication/221987393_Evaluation_of_reproductive_performance_and_early_growth_of_four_strains_of_Nile_tilapia_Oreochromis_niloticus_L_with_different_histories_of_domestication)

Peña, B., Gómez, J., Salgado, L. & Ramírez, D. (2005). Reproductive Biology of *Oreochromis niloticus* (Perciformes: Cichlidae) at Emiliano Zapata, Morelos, México. *Rev. Biol.* 53(3-4).

Peña, E., Tapia, R., Velázquez, J., Orbe, A. & Marcial, J. (2010). Growth, mortality and reproduction of the blue tilapia *Oreochromis niloticus* (Perciformes: Cichlidae) in the Aguamilpa Reservoir, México.

Pérez, R. (2002). Evaluación de tres hormonas sintéticas para la reversión de sexo de alevines de tilapia (*Oreochromis niloticus*). (Tesis Pre-grado). Universidad de Zamorano. Honduras. Recuperado de:

<https://bdigital.zamorano.edu/handle/11036/2396>

Pinza, J. (2014). Manejo de reproductores y de la calidad del agua para mejora de la producción de alevinos de tilapia (*Oreochromis niloticus*) en la estación piscícola Fish-Flow. (Tesis Pre-grado). Universidad de Nariño. Colombia. Recuperado de:

<http://biblioteca.udenar.edu.co:8085/atenea/biblioteca/90745.pdf>

Popma, T. y Green, B. (1990). Reversión sexual de tilapias en lagunas de tierra. Centro Internacional de Acuicultura. Auburn University (USA). 30 p.

Popma, T. (1999). El cultivo de la tilapia y su futuro, con énfasis en América Latina. Auburn University, Alabama EE.UU: Revista peruana de acuicultura suplemento especial.

Prieto, C. (2002). Reproducción de *Oreochromis niloticus*. Revista Colombiana Ciencias Pecuarias, 15 (1), 54 pp.

Prieto, C. y Olivera, A. (2002). Incubación artificial de huevos embrionados de tilapia roja *Oreochromis* sp. Revista Colombiana Ciencias Pecuarias, 15 (1), 115-119 pp.

PRODUCE. (2011). Informe: panorama de la acuicultura mundial, America Latina, el Caribe y en el Perú. Lima-Perú: Dirección General de Acuicultura. Ministerio de la Producción. Recuperado de:

<http://www.produce.gob.pe/images/stories/Repositorio/publicaciones/informe-sobre-la-acuicultura-en-el-peru.pdf>

Rabinovich, J. (1978). Ecología de poblaciones animales. Washington, D.C: Secretaría General de la Organización de los Estados Americanos.

Ramírez, S. (2015). Evaluación de la inversión sexual de tilapia gris (*Oreochromis niloticus*) bajo un sistema de bioflocs. (Tesis Pre-grado). Universidad Nacional Agraria La Molina.

Ramos, F. (2006) Determinación de costos del cultivo de tilapia a pequeña y mediana escala. Recuperado de:

[http://pdacrsp.oregonstate.edu/pubs/featured\\_titles/Determinacion\\_Meyer007.pdf](http://pdacrsp.oregonstate.edu/pubs/featured_titles/Determinacion_Meyer007.pdf)

Rana, K. & Macintosh, D. (1988). A comparison of quality of hatchery-reared *Oreochromis niloticus* and *O. mossambicus* fry. The Second International Symposium on Tilapia in Aquaculture, 497-502 pp.

Rana, K. (1988). Reproductive Biology and the hatchery rearing of tilapia eggs and fry. Recent Advances in Aquaculture, (3), 343-406 pp.

Rodríguez, H., Daza, V. y Carrillo, M. y (2001). Fundamentos de acuicultura continental. Colombia: Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura. Recuperado de:

<https://es.scribd.com/doc/21450865/Fundamentos-de-Acuicultura-Continental>

Rodríguez, E. (2012). Comparación de parámetros reproductivos en hembras de tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*) de alto y bajo valor genético). (Tesis de Pre-grado). Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales (U.D.C.A). Bogotá.

Rossell, C. (2016). Evaluación de la tasa de eclosión de ovas embrionadas de tilapia (*Oreochromis niloticus*) en incubadora acondicionada en laboratorio. (Tesis Pre-grado). Universidad Nacional del Callao. Recuperado de:

<http://repositorio.unac.edu.pe/handle/UNAC/1592>

Saldaña, G. (1985). Policultivo semi-intensivo experimental de gamitana *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) con tilapia nilótica *Oreochromis hornorum* (Trewavas, 1973) x *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1766) en estanques. Hidrobios, 12, 1-2 pp.

Shelton, W. (2002). Management of finfish reproduction for aquaculture. Aquaculture 497-535 pp.

Soto, J. (2010). Cultivo de tilapia en estanquería recubierta con plástico impermeabilizante bajo un sistema de recirculación. rancho San Luis, Castamay, Campeche. México: Grupo Consultor Acuicola. Recuperado de:

[http://sinat.semarnat.gob.mx/dgiraDocs/documentos/camp/estudios/2010/04CA2010PD01\\_2.pdf](http://sinat.semarnat.gob.mx/dgiraDocs/documentos/camp/estudios/2010/04CA2010PD01_2.pdf)

Tapia, A. (2004). Efecto de la relación, proteína a energía digestible en policultivo de tilapia roja. (Tesis Pre-grado). Universidad Nacional Federico Villareal.

Timmons, M. (2010). Recirculating Aquaculture. Northeastern Regional Aquaculture Center, 401(2), 769 p.

Tresierra, A., Culquichicón, Z., y Veneros, B. (1995). Dinámica de poblaciones de peces. Trujillo: Editorial Libertad E.I.R.L.

Tresierra, A. y Culquichicón, Z. (1995). Manual de biología pesquera. Trujillo: Editorial Libertad E.I.R.L.

Tyler, P. & Calow, P. (1985). Fish Energetics: new perspectives. Londres: Editorial Croom Helm. London. Recuperado de:

<http://www.springer.com/us/book/9789401179201>

Vega, R., Pradenas, M., Estrada, J., Ramírez, D., Valdebenito, I., Mardones, A., Dantagnan, P., Alfaro, D., Encina, A y Pichara, C. (2012). Evaluación y comparación de la eficiencia de dos sistemas de incubación de ovas de *Genypterus chilensis* (Guichenot, 1848). Revista del Centro de Investigaciones Marinas Quintay, 40(1), 187-200 pp. Recuperado de:

<http://www.scielo.cl/pdf/lajar/v40n1/art18.pdf>

## ANEXOS

**Cuadro.2.** Reserva de reproductores en estanques del Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero (FONDEPES).

Hapas	Hembra	Macho	N° de individuos	Densidad x m <sup>2</sup>	Edad (meses)	N° reproducciones
4		✓	20	0,83 indiv x m <sup>2</sup>	26	30
5		✓	84	3.5 indiv x m <sup>2</sup>	26	30
6		✓	54	2,25 indiv x m <sup>2</sup>	26	30
7	✓		107	4.46 indiv x m <sup>2</sup>	26	30
8		✓	40	1,67 indiv x m <sup>2</sup>	30	30
9		✓	28	1,17 indiv x m <sup>2</sup>	30	30
10	✓		79	3,29 indiv x m <sup>2</sup>	30	30
11	✓		93	3,88 indiv x m <sup>2</sup>	26	30
12		✓	45	1,88 indiv x m <sup>2</sup>	26	30

**Cuadro.7.** Información biológica de los reproductores y número de huevos.

Hapa	Individuo	Sexo	Talla (cm)	Peso (g)		N° de huevos	Observaciones
1	1	Hembra	33	678	+	-	Muerta.
	2	Hembra	32	655	568	1905	
	1	Macho	40.5	1277	1208		
2	3	Hembra	29	484	449	787	
	4	Hembra	26	375	324	1586	
	2	Macho	37.5	1079	989		
3	5	Hembra	33.3	806	742	-	Sin huevos en la cavidad bucal.
	6	Hembra	30	465	418	2256	
	3	Macho	39	1054	1016		
4	7	Hembra	33	664	611	-	Sin huevos en la cavidad bucal.
	8	Hembra	32.5	610	560	3563	
	4	Macho	39.5	1086	994		
5	9	Hembra	30	518	443	1413	
	10	Hembra	30	567	474	1413	
	5	Macho	40.5	1261	1198		
6	11	Hembra	27.5	474	431	2760	Heridas en el cuerpo.
	12	Hembra	28.5	473	422	-	Sin huevos en la cavidad bucal.
	6	Macho	40	1606	1488		
7	13	Hembra	28.5	453	389	456	
	14	Hembra	29	479	423	1359	
	7	Macho	40	1229	1115		
8	15	Hembra	33.5	685	651	-	Sin huevos en la cavidad bucal.
	16	Hembra	27	339	329	-	Sin huevos en la cavidad bucal.
	8	Macho	42	1395	1324		
9	17	Hembra	34	755	708	859	
	18	Hembra	32.5	666	603	2168	
	9	Macho	42.5	1408	1303		
10	19	Hembra	33.5	665	635	911	
	20	Hembra	30.5	515	+	-	Muerta.
	10	Macho	38.2	970	911		

**Cuadro.8.** Parámetros ambientales durante el periodo de alimentación de los reproductores.

Día	T° Ambiental (°C)			T° Agua (°C)			Oxígeno (mg/L)			pH	Amonio (mg/L)
	6am	12m	6pm	6am	12m	6pm	6am	12m	6pm		
28/10/16		34	28		26	27,03		8,13	5,42	8,27	5,40
29/10/16	25	33	34	23	28	28,5	6,24	9,27	10,42		
30/10/16	23	35	32	24	28,3	27,09	4,88	10,08	8,94		
31/10/16	23	35	33	24,1	27,8	27,8	4,40	10,05	9,54		
01/11/16	24	35	34	24,3	28,3	28,3	2,61	10,57	8,60		
02/11/16	24	35	30	24,2	28,8	28	4,68	9,54	11,58		
03/11/16	24	34	32	24,03	27,7	28,5	4,18	9,04	10,56		
04/11/16	24	30	29	24,02	27,8	28,5	4,47	9,45	9,45	8,13	
05/11/16	24	35	32	24,6	28,5	28,6	3,63	9,27	10,44		
06/11/16	23	35	32	23,06	28,7	28,08	3,92	9,24	8,48		
07/11/16	23	35	33	24,04	29,01	28,7	2,40	7,02	11,55		
08/11/16	23	35	33	24,3	28,6	28,9	5,58	5,49	12,86		



Día	T° Ambiental (°C)			T° Agua (°C)			Oxígeno (mg/L)			pH	Amonio (mg/L)
	6am	12m	6pm	6am	12m	6pm	6am	12m	6pm		
09/11/16	23	33	31	24,09	28,4	30,3	2,02	5,62	7,93		
10/11/16	24	33	30	25,01	29,08	30,03	2,24	10,54	8,77		
11/11/16	24	35	33	25,03	29,2	29,08	2,15	7,02	8,16	8,05	
12/11/16	23	36	33	24,09	29,09	30	2,09	9,22	7,77		3,96
13/11/16	23	36	32	24,09	28,5	30,1	3,31	10,46	8,96		

**Cuadro.9.** Parámetros ambientales durante el proceso reproductivo de *Oreochromis niloticus*.

Día	T° Ambiental (°C)			T° Agua (°C)			Oxígeno (mg/L)			pH	Amonio (mg/L)
	6am	12m	6pm	6am	12m	6pm	6am	12m	6pm		
14/11/16	24	35	31	22,8	26,2	28,1	3,05	4,31	4,79	7,83	3,96
15/11/16	23	33	30	23	26	28	2,88	3,41	4,28		
16/11/16	23	35	31	23	26,9	28	2,99	3,05	4,90		
17/11/16	23	32	31	23	27	28,6	4,23	4,91	7,13		
18/11/16	23	34	33	24,4	26,3	28,1	5,67	7,65	10		
19/11/16	23	33	30	23,9	25,9	27,8	4,81	7,59	8,86		
20/11/16	23	33	33	23,9	26,3	27,4	4,49	7,65	8,63		
21/11/16	23			23,6			5,73			7,56	3,96

**Cuadro.10.** Parámetros ambientales durante el periodo de incubación de *Oreochromis niloticus*.

Día	T° Ambiental (°C)			T° Agua (°C)			Oxígeno (mg/L)			pH	Amonio (mg/L)
	6am	12m	6pm	6am	12m	6pm	6am	12m	6pm		
21/11/16		35	32.5		24,6	26,1		4,74	4,45	8,12	
22/11/16	23	34	32	23,2	24,6	27,6	3,70	4,45	5,70		4,40
23/11/16	23	34	30	23,3	25,8	26,3	4,18	5,14	4,24		
24/11/16	23	33	30	23,7	25,5	26,7	5,06	5,45	4,75		
25/11/16	23	35	31	23,6	26	26,6	4,27	4,49	4,52		
26/11/16	23	34	30	23,7	26,1	27,0	4,06	4,18	3,45		
27/11/16	23	35	32	23,8	26,2	27,7	3,73	4,12	3,29		
28/11/16	23	37		23,9	26,7		4,05	4,10		8,02	

**Cuadro.11.** Parámetros ambientales durante el proceso de reversión sexual de *Oreochromis niloticus*.

Día	T° Ambiental (°C)			T° Agua (°C)			Oxígeno (mg/L)			pH	Amonio (mg/L)
	6am	12m	6pm	6am	12m	6pm	6am	12m	6pm		
28/11/16		37	34		29,3	28,9		13,66	7,11	9,68	5,40
29/11/16	23	35	33	23,5	29	28,3	2,10	13,58	9,77		
30/11/16	24	35	32	25,1	29	28,7	1,39	9,42	9,38		
01/12/16	24	34	34	23,3	27,2	27,1	1,35	9,72	3,29		
02/12/16	24	35	35	24,4	25,9	26,8	0,70	9,33	4,45		
03/12/16	24	35	34	23,8	28	28,3	2,68	7,96	5,36		
04/12/16	24	35	35	24,2	28,3	28,4	0,72	8,24	8,90		
05/12/16	24	34	35	25	28,2	28,2	1,22	9,86	9,09	9,04	
06/12/16	25	34	35	25,5	28	28,5	0,78	9,80	9,97		
07/12/16	25	36	35	25,8	29,1	29	2,31	8,65	8,98		
08/12/16	25	36	34	26,2	29,3	29,1	2,41	9,85	9,73		
09/12/16	25	37	36	26,2	28,3	28,1	2,27	10,09	9,74		

Día	T° Ambiental (°C)			T° Agua (°C)			Oxígeno (mg/L)			pH	Amonio (mg/L)
	6am	12m	6pm	6am	12m	6pm	6am	12m	6pm		
10/12/16	25	36	34	25,4	29,3	29,5	2,10	9,47	10,05		
11/12/16	25	36	36	25,3	28,9	29	2,23	9,64	10,28		
12/12/16	24	31	34	24,9	25,8	26,9	1,54	7,03	7,40	8,71	
13/12/16	25	36	36	24,7	28,3	29,2	2,49	8,77	9,24		7,20
14/12/16	25	35	35	25,3	28,7	28,6	1,14	8,04	7,73		
15/12/16	25	35.5	33	25,5	27,3	28,5	0,60	6,62	7,76		
16/12/16	23	30	34	24,9	26	27,2	0,96	4,76	5,78		
17/12/16	25	34	34	24,5	27,9	27,8	0,93	7,14	6,53		
18/12/16	25	33	35	24,4	26,2	28,1	1,71	7,10	6,05		
19/12/16	25	34	35	25,1	28,3	28	2,01	6,59	6,33	8,91	
20/12/16	25	35	34	23,3	27,9	28,9	1,80	6,31	6,81		

Día	T° Ambiental (°C)			T° Agua (°C)			Oxígeno (mg/L)			pH	Amonio (mg/L)
	6am	12m	6pm	6am	12m	6pm	6am	12m	6pm		
21/12/16	25	35	34	25,8	29,3	29,1	1,27	8,64	7,64		
22/12/16	25	33	31	26,1	27,6	27,5	2,37	8,88	7,98		
23/12/16	25	35	33	25	29,8	29	1,45	9,46	9,10		
24/12/16	25	34	35	23,9	27,8	27,9	1,60	8,37	9,20		
25/12/16	25	35	32	25,6	28,7	28,1	2,74	9,22	10,20		
26/12/16	25	33	31	27,9	28,3	29,01	1,28	8,04	10,01	8,40	
27/12/16	25	34	32	25,4	29,4	28,05	1,83	7,06	7,76		
28/12/16	25	32	33	24,09	28,9	29,2	1,58	7,84	7,88		7,92
29/12/16	25	34	35	26	29,05	28,2	1,72	7,25	7,79		

**Cuadro.12.** Peso total y cantidad de huevos por hembra reproductora.

Hapa	Hembra	Peso huevos (g)	Nº huevos
1	2	14,6326	1905
2	3	6,0433	787
2	4	12,1813	1586
3	6	17,3269	2256
4	8	27,3689	3563
5	9	10,8524	1413
5	10	10,8524	1413
6	11	21,199	2760
7	13	3,5036	456
7	14	10,4404	1359
9	17	6,6013	859
9	18	16,6496	2168
10	19	6,998	911
<b>Promedio (<math>\bar{X}</math>):</b>		12,66536154	1648,923077

**Cuadro.13.** Algas presentes en las bandejas de incubación.

<b>FAMILIA</b>	<b>GENERO</b>	<b>ESPECIE</b>
Fragilariaceae	Fragilaria	<i>Fragilaria</i> sp
Oocystaceae	Kirchneriella	<i>Kirchneriella</i> sp
	Ankistrodesmus	<i>Ankistrodesmus falcatus</i>
Scenedesmaceae	Desmodesmus	<i>Desmodesmus quadricauda</i>
	Scenedesmus	<i>Scenedesmus bijuga</i> <i>Scenedesmus obliquus</i>
	Coelastrum	<i>Coelastrum</i> sp
Hydrodictyceae	Pediastrum	<i>Pediastrum boryanum</i>
		<i>Pediastrum simplex</i>
		<i>Pediastrum simplex</i> var. <i>echinulatum</i>
		<i>Pediastrum tetras</i>
		<i>Pediastrum</i> sp
Desmidiaceae	Staurostrum	<i>Staurostrum</i> sp





**Fig.14.** Sistema de filtrado de agua utilizada para la incubación de ovas.





**Fig.15.** Alimentación de reproductores de la especie: *Oreochromis niloticus* “Tilapia”.





**Fig.16.** Captura de reproductores.





**Fig.17.** Traslado de los individuos hacia la tina con solución de Eugenol.





**Fig.18.** Registro de datos biométricos.





**Fig.19.** Traslado hacia el estanque de reproducción.





**Fig.20.** Extracción de huevos.



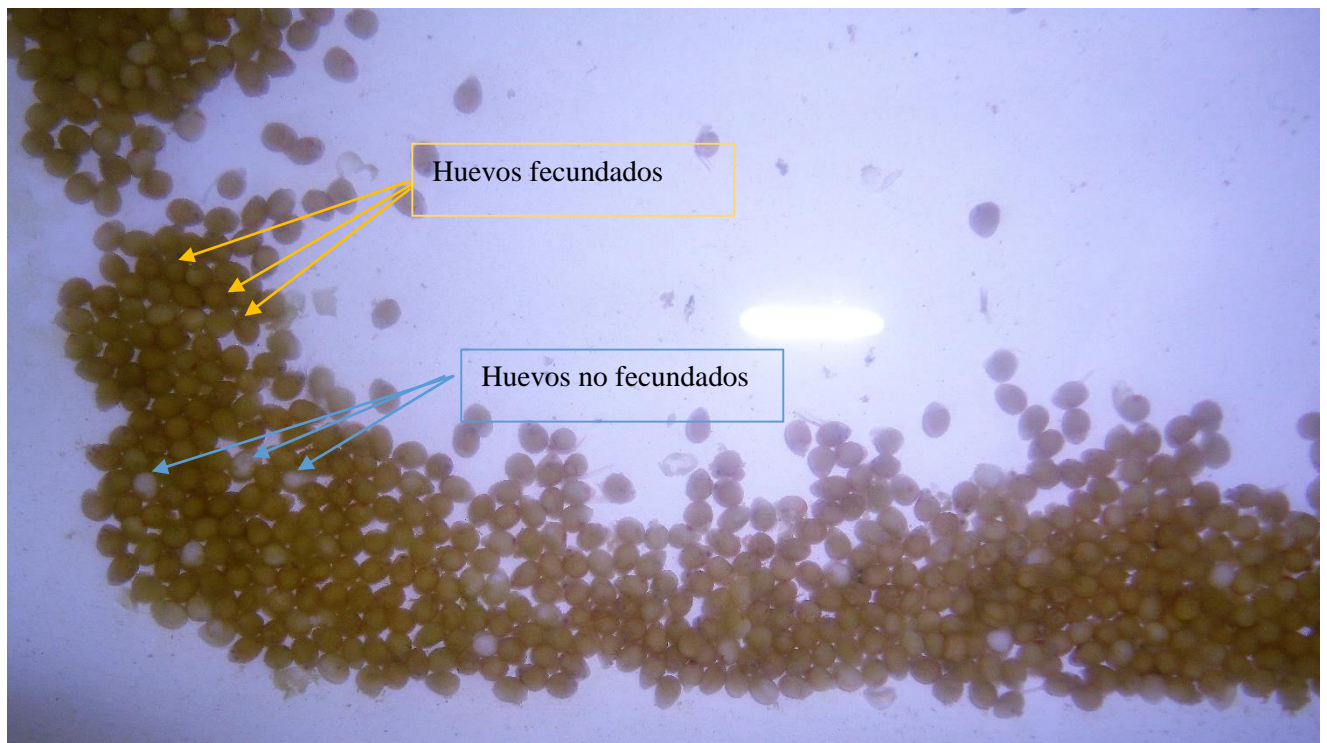


**Fig.21.** Aclimatación, traslado hacia las bandejas de fibra de vidrio y limpieza de huevos.





**Fig.22.** Conteo de huevos.

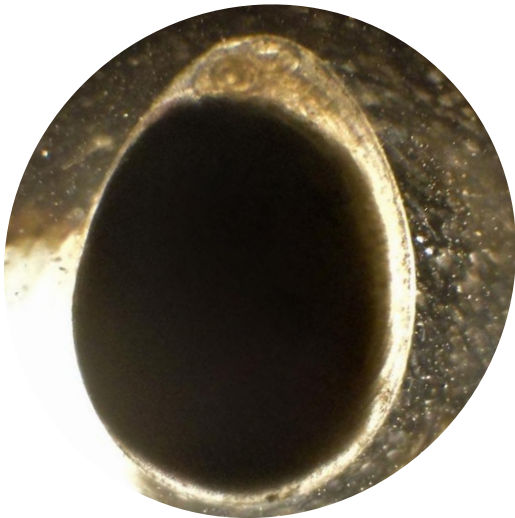
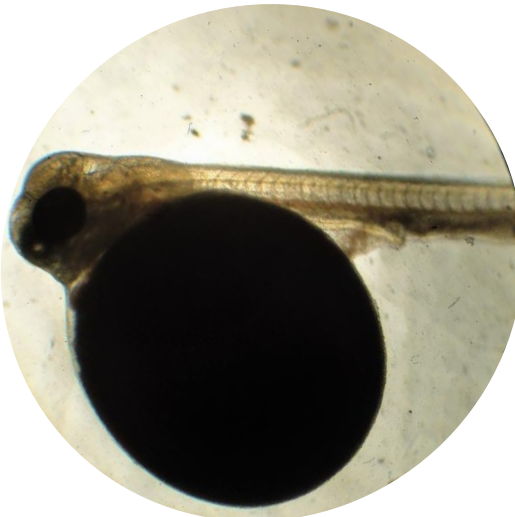





**Fig.23.** Diferencia entre huevos fecundados (color café) y no fecundados (color blanco).





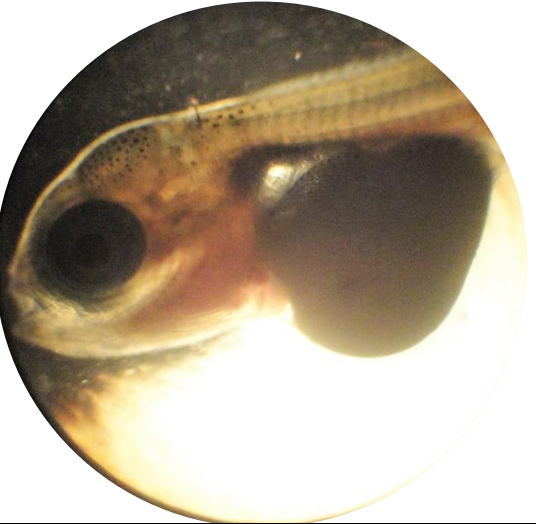





**Fig.24.** Extracción de los huevos no fecundados mediante sifoneo y cambio de bandeja.

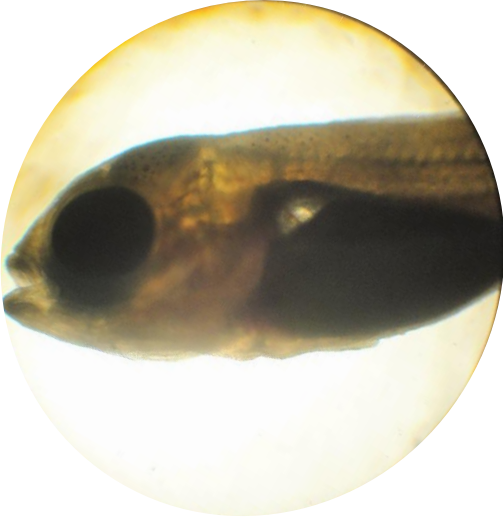

Día	Cuerpo	Cola
1		
2-3		
4		

**Fig.25.** Cambios físicos en *Oreochromis niloticus* durante los días 1,2,3 y 4 de incubación.

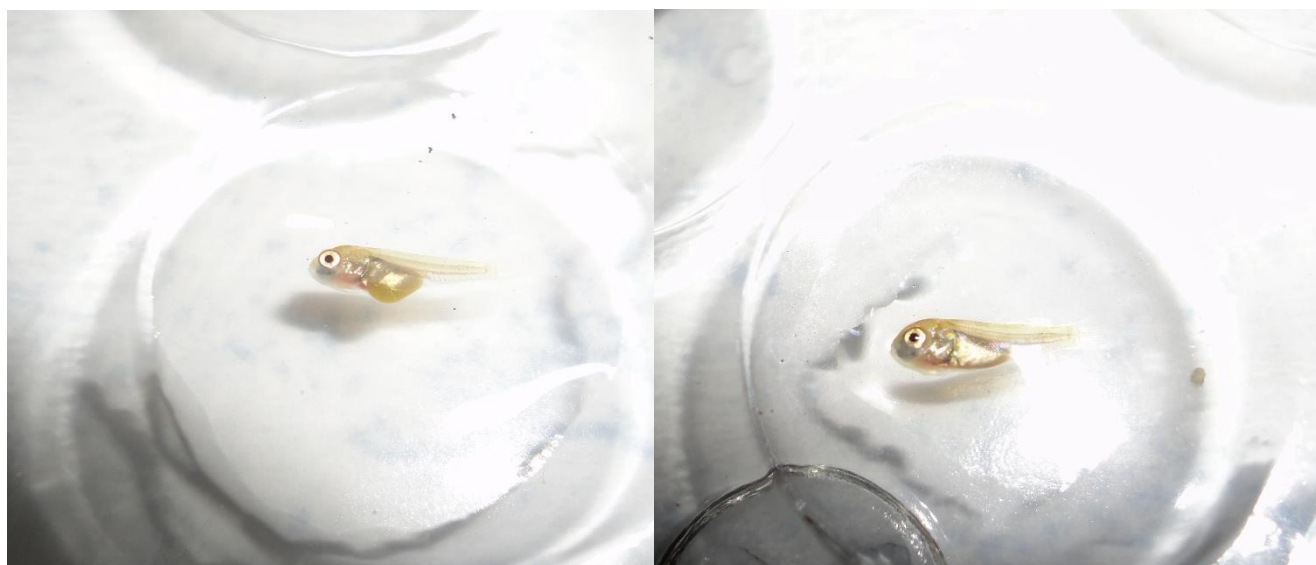


Día	Cuerpo	Cola
5		
6		
7		

**Fig.26.** Cambios físicos en *Oreochromis niloticus* durante los días 5,6 y 7 de incubación.

Día	Cuerpo	Cola
8		

**Fig.27.** Cambios físicos en *Oreochromis niloticus* durante el día 8 de incubación.



**Fig.28.** Alevines de *Oreochromis niloticus* día 7 (izquierda) y día 8 (derecha).





**Fig.29.** Desinfección de bandejas utilizadas para la incubación.





**Fig.30.** Aclimatación y traslado de alevines a estanque, donde se inició la reversión sexual.





**Fig.31.**Siembra de alevines en estanque.



**Fig.32.**Muestreo de alevines.





**Fig.33.** Preparación de alimento hormonado.

**Ficha de Datos de Seguridad ACOFARMA**

**Denominación:** Eugenol

*Envases:*

Su eliminación debe realizarse de acuerdo con las disposiciones oficiales. Para los embalajes contaminados deben adoptarse las mismas medidas que para el producto contaminante. Los embalajes no contaminados se tratará n como residuos domésticos o como material reciclable.

**14.- Información relativa al transporte**

Contactar con ACOFARMA S.C.L. para información relativa al transporte.

**15.- Información Reglamentaria**

La hoja técnica de seguridad cumple con los requisitos de la Reglamento (CE) No. 1907/2006.

**16.- Otras informaciones**

**Texto de códigos H y frases R mencionadas en la sección 2**

*Razón de revisión:*

Revisión general. Revisión de toxicidad.

Fecha de edición 1ª: 09-05-00

Fecha de edición 2ª (revisión 1): 12-05-03

Fecha de edición 2ª (revisión 2): 13-05-09

Los datos suministrados en esta ficha de seguridad se basan en nuestro actual conocimiento. Describen tan sólo las medidas de seguridad en el manejo de este producto y no representan una garantía sobre las propiedades descritas del mismo.

**Fig.34.** Ficha Técnica de EUGENOL. Fuente: ACOFARMA.

## Símbolo(s) de peligrosidad

Xn Nocivo

## Frase(s) - R

R22

Nocivo por ingestión.

R36/37/38

Irrita los ojos, la piel y las vías respiratorias.

R42/43

Posibilidad de sensibilización por inhalación y por contacto con la piel.

## Frase(s) - S

S26

En caso de contacto con los ojos, lávense inmediata y abundantemente con agua y acúdase a un médico.

S36

Úsese indumentaria protectora adecuada.

Otros Peligros - ninguno(a)

**3.- Composición/información sobre los componentes**

CAS-Nº.: 97-53-0

EINECS-Nº.: 202-589-1

PM: 164,20

Fórmula molecular: C<sub>10</sub>H<sub>12</sub>O<sub>2</sub>**4.- Primeros auxilios**

En caso de contacto con los ojos, lavar inmediatamente con abundantes cantidades de agua durante, por lo menos, 15 minutos, manteniendo los párpados abiertos.

En caso de contacto con la piel, lavar inmediatamente con abundantes cantidades de agua durante, por lo menos 15 minutos. Quitar la ropa y calzado contaminados.

En caso de inhalación, sacar al sujeto al aire libre. Si no respira, administrar respiración artificial. Si respira con dificultad, administrar oxígeno.

Tras ingestión: enjuagar la boca con agua si la persona está consciente y llamar al médico.

**5.- Medidas de lucha contra incendios**

*Medios de extinción adecuados:*

Agua pulverizada. Dióxido de Carbono (CO<sub>2</sub>), polvo químico seco y espuma apropiada.

*Procedimientos especiales para la lucha contra incendios:*

Usar aparato de respiración autónomo y ropa protectora para evitar el contacto con la piel y los ojos.

*Riesgos especiales:*

Emite humos tóxicos en caso de incendio.

**Ficha de Datos de Seguridad ACOFARMA****Denominación:** Eugenol**6.- Medidas a tomar en caso de vertido accidental**

Evacuar la zona.

Usar aparato de respiración autónomo, botas y guantes fuertes de goma.

Utilizar indumentaria desechable y eliminar después de usarla.

Cubrir con limaduras secas o cenizas sódicas, recoger y depositar en un contenedor cerrado para su posterior eliminación como residuo.

Ventilar el local y lavar el lugar donde se haya derramado el producto, una vez retirado por completo.

**7.- Manipulación y almacenamiento***Consultar sección 8.***8.- Controles de exposición/protección personal***Protección personal:*

Ropa de protección adecuada.

Protección respiratoria: Máscara de respiración homologada.

Protección de las manos: Guantes químico-resistentes.

Protección de los ojos: Gafas de seguridad.

*Medidas de higiene particulares:*

Usar únicamente dentro de una cabina para humos química. Ducha de seguridad y baño para los ojos.

No respirar el vapor. Evitar todo contacto. Evitar la exposición prolongada o repetida.

Lavarse cuidadosamente, manos y piel, después de cada manipulación.

Eliminar la ropa y calzado contaminados.

Líquido nocivo. Irritante. Sensibilizador.

*Almacenamiento:*

Mantener herméticamente cerrado.

En lugar fresco y seco.

**9.- Propiedades físicas y químicas**

Estado físico: Líquido

Color: Azul verdoso

Olor: Característico

Valor pH

(dispersión acuosa 1%) aprox. 5,0

Punto de fusión (-12) – (-10) °C

Punto de ebullición 253 °C

Punto de inflamación &gt; 112 °C

Densidad 1,063 – 1,069 g/ml



**Ficha de Datos de Seguridad ACOFARMA****Denominación:** Eugenol

Solubilidad en

Agua	Insoluble
Etanol	Soluble
Cloroformo	Soluble
Éter	Soluble

**10.- Estabilidad y reactividad***Condiciones a evitar:*

Sensible al aire.

*Materias a evitar:*

Agentes oxidantes fuertes.

*Productos de descomposición/combustión peligrosos:*

Humos tóxicos de: monóxido de Carbono, dióxido de Carbono.

**11.- Información toxicológica***Irritación:*

(subcutánea, humanos): 40 mg/48 H MLD

(subcutánea, hombre): 16 mg/48 H MOD

*Toxicidad aguda:*DL<sub>50</sub> (oral, rata): 1930 mg/kgDL<sub>50</sub> (intratraqueal, rata): 11 mg/kg

Nocivo por ingestión, por inhalación o por absorción a través de la piel.

Causa irritación en la piel.

El vapor o emanaciones son irritantes de los ojos, membranas mucosas y el tracto respiratorio superior.

Puede causar reacciones alérgicas.

*Efectos crónicos**Órganos diana:*

Riñones. Sistema nervioso central. Pulmones. Sistema gastrointestinal.

**12.- Informaciones ecológicas**

Información no disponible.

**13.- Consideraciones relativas a la eliminación***Producto:*

Disolver o mezclar con un solvente combustible adecuado e incinerar en instalaciones apropiadas.

En la Unión Europea no están regulados, por el momento, los criterios homogéneos para la eliminación de residuos químicos. Aquellos productos químicos, que resultan como residuos del uso cotidiano de los mismos, tienen en general, el carácter de residuos especiales. Su eliminación en los países comunitarios se encuentra regulada por leyes y disposiciones locales.

Le rogamos contacte con aquella entidad adecuada en cada caso (Administración Pública, o bien Empresa especializada en la eliminación de residuos), para informarse sobre su caso particular.

## SANQUAT 500

Desinfectante líquido - antiséptico

### COMPOSICIÓN

Cada 100 ml contiene:

Amonio cuaternario 50 g  
Vehículo c.s.p. 100 ml

### INDICACIONES

Desinfectante catiónico de acción bactericida cuyo modo de acción es inactiva las enzimas y proteínas para destruir la membrana celular del microorganismo. Actúa contra bacterias, micoplasmas, hongos, virus y algas.

Se utiliza en la desinfección de piel y mucosas, manos de operarios, utensilios superficies y potabilización de agua de consumo para animales.

Es un desinfectante de uso general para colegios, restaurantes, hoteles industrias, mercados, aeropuertos, estaciones terminales de buses, coliseos salas de espera, gimnasios, saunas, camiones, buses, etc.

### ADMINISTRACIÓN Y DOSIS

#### USO EN VETERINARIA

Aplicar por inmersión, aspersión o nebulización según el siguiente cuadro:

Aplicación	Dosificación Saniquat/Agua
- Desinfección de comederos, bebederos, equipos, galpones y pediluvios.	1 ml / L
- Desinfección de incubadoras y nacedoras	1ml / L
- Agua de bebidas para animales	30 ml / 1000 Litros
- Desinfección de piel y mucosas, tratamiento lesiones	0.4 ml / L
- Desinfección de huevos para incubación	
- Para la potabilización del agua de consumo para animales	30 ml / 1000 L

#### USO EN SALUD PÚBLICA

Uso en camales, frigoríficos y fábricas de conservas:

Aplicación	Dosificación Saniquat/Agua
- Agua destinada para hacer hielo para conservar alimentos	
- Último enjuague para la conservación de frutas, mariscos y verduras	30 ml / 1.000L
- Desinfección de salas de almacenaje y fabricación	
- Desinfección de paredes y pisos	1 ml / L
- Desinfección y limpieza de equipos de refrigeración	

Uso en casas, colegios, restaurantes, hoteles, aeropuertos, terminales de buses, coliseos, mercados, salas de espera, gimnasios, saunas, etc.:

Aplicación	Dosificación Saniquat/Agua
- Desinfección de baños, duchas, servicios higiénicos	
- Pisos y paredes de todo tipo de materiales	1 cuchararadita / 4 L ó
- Último enjuague de ropa	1 ml / L
- En recipiente de flores	

### MODO DE EMPLEO:

La solución se aplica con mochila, brochas, trapo o cepillos sobre paredes, suelo, mesas, sillas, carpetas, equipos, previamente lavados o en superficie sin polvo.

En establos y granjas, para blanquear palos, se emplean 10 ml de SANQUAT 500 por cada litro de lechada de cal.

### ADVERTENCIAS Y PRECAUCIONES

Usar sólo en la dosis recomendada. El producto concentrado es corrosivo. No ingerir.

#### Medidas de primeros auxilios:

Contacto con los ojos: Lavar con abundante agua por al menos 15 minutos.

Contacto con la piel: Lavar áreas expuestas con abundante agua y jabón.

Quitar ropas y zapatos contaminados.

Inhalación: Trasladar a las personas a una zona con aire fresco. Si hay dificultad para respirar, suministre resucitación cardio-pulmonar y consiga atención médica llevando la etiqueta del producto.

Ingestión: No provoque ni induzca el vómito. Tomar abundante agua fresca o leche. Llame al médico o al centro toxicológico.

#### Centro asistencial toxicológico:

Centro de Información, Control Toxicológico y Apoyo a la Gestión Ambiental (CICOTOX). Facultad de Farmacia y Bioquímica. Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

Jr. Puno # 1002 - Lima

Teléfono (51 1) 328 – 7398; 619 – 7000 anexo 4814. Fax (51 1) 328 4740; 0800 1 3040 (gratuito).

#### Condiciones de almacenamiento:

Almacenar en lugar fresco y seco entre 15 °C y 30 °C.

Manténgase fuera del alcance de los niños.

### PRESENTACIÓN

Frasco por 1 litro

Galonera por 3.5 litros

Bidón por 20 litros y

Cilindro por 200 litros.

### FABRICADO Y DISTRIBUIDO POR:

Montana S. A.

Av. Los Rosales 280, Santa Anita – Lima 43, Perú.

**Fig.35.** Ficha Técnica de SANQUAT (Desinfectante líquido- antiséptico). Fuente: MONTANA S.A.





**INFORME DE ANALISIS N°008- CP-D.A.I.Q.-UNP**

MUESTRA : AGUA DE ESTANQUE DE CULTIVO DE TILAPIA  
PROCEDENCIA : UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA  
PROYECTO : Fecundidad y tasa de supervivencia en larvas y alevines de *Oreochromis niloticus* "tilapia" (Linnaeus, 1758) en condiciones de laboratorio.  
SOLICITANTE : BR. GRECIA RUIZ AZAÑERO  
FECHA RECEPCION: PIURA, 28 DE OCTUBRE DE 2016

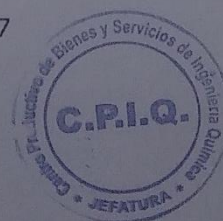
**RESULTADOS**

FECHA	NOMBRE DE LA MUESTRA PARA PRUEBA DE AMONIO (NH <sub>3</sub> )	AMONIO (mg/L)
28/10/2016	ESTANQUE DE REPRODUCTORES N° 1 (1ERA MUESTRA)	5.40
12/11/2016	ESTANQUE DE REPRODUCTORES N° 1 (2DA MUESTRA)	3.96
14/11/2016	ESTANQUE DE REPRODUCTORES N° 2 (1ERA MUESTRA)	3.96
21/11/2016	ESTANQUE DE REPRODUCTORES N° 2 (2DA MUESTRA)	3.96
22/11/2016	BANDEJA DE ENCUBACION	4.40
28/11/2016	ESTANQUE DE ALEVINAJE N° 3 (1ERA MUESTRA)	5.40
13/12/2016	ESTANQUE DE ALEVINAJE N° 3 (2DA MUESTRA)	7.20
28/12/2016	ESTANQUE DE ALEVINAJE N° 3 (3ERA MUESTRA)	7.92

PIURA, 12 DE ENERO DE 2017

UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA

Ing. Hernán Dedios Fernández  
PRESIDENTE  
DIRECTORIO CENTRO PRODUCTIVO  
DE BIENES Y SERVICIOS D.A.I.Q.



**Fig.36.** Análisis de Amonio realizado por el Departamento Académico de Ingeniería Química de la UNP.